



**MEJORA GENÉTICA DE POBLACIONES DE
JUDÍA VERDE (*PHASEOLUS VULGARIS* L.)
Y SU RESISTENCIA A
LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES**



Marlene Pérez Barbeito
Tesis Doctoral, 2008



Mejora genética de poblaciones de judía verde (*Phaseolus vulgaris* L.) y su resistencia a las principales enfermedades

Memoria para optar al título de doctora en Ciencias Biológicas, que presenta la licenciada en Biología

Marlene Pérez Barbeito

Pontevedra, 10 de Julio de 2008



Dra. MARTA SANTALLA FERRADÁS, Investigadora Científica del CSIC, Dra. ANA PAULA RODIÑO MÍGUEZ, Investigadora “Parga Pondal” en el CSIC y Dr. ANTONIO M. DE RON PEDREIRA, Investigador Científico del CSIC (Pontevedra, España), Co-Directores de la investigación en la Misión Biológica de Galicia y Dra. CARMEN BOUZA FERNÁNDEZ, Profesora Titular de la USC (Lugo, España), Tutora de la investigación,

CERTIFICAMOS:

Que la investigación recogida en la Memoria que lleva por título “Mejora genética de poblaciones de judía verde (*Phaseolus vulgaris* L.) y su resistencia a las principales enfermedades”, de la que es autora MARLENE PÉREZ BARBEITO, ha sido realizada bajo nuestra dirección.

Y considerando que representa un trabajo de Tesis Doctoral, autorizamos su presentación en el Departamento de Genética de la Universidad de Santiago de Compostela (España).

Marta Santalla

A. Paula Rodiño

Antonio M. De Ron

Carmen Bouza



Este trabajo ha sido financiado por la empresa Xibao SAT y la Xunta de Galicia a través de dos proyectos del programa de Recursos Agropecuarios PGIDIT02RAG16E y PGIDIT06RAG032E.

El contenido de este trabajo no podrá reproducirse, ya sea todo o en parte, bajo ningún tipo de soporte sin la autorización expresa de la responsable de los mencionados proyectos, Dra. Marta Santalla Ferradás.

Y para que conste a los efectos oportunos, firmamos el presente documento en Pontevedra, a 10 de Julio de 2008

Marta Santalla Ferradás

Marlene Pérez Barbeito

Aún parece que fue ayer cuando estaba trabajando en el campo en la Misión Biológica de Galicia y se me ofreció la oportunidad de realizar una Tesis Doctoral, por eso quiero AGRADECER al Dr. Antonio De Ron y a las Dras. Marta Santalla y Paula Rodiño, no sólo su labor de dirección, sino también su ayuda y apoyo, y el haberme dado dicha oportunidad. También quiero agradecer, al Prof. Jesús Murillo, su gran amabilidad en todo momento y sobre todo sus consejos. Son muchas las personas que han colaborado en la realización de esta Tesis tanto a nivel de trabajo como a nivel personal, por eso, gracias a mis compañeras de departamento (Andrea, Dori, María, y a la Dra. María de la Fuente por su ayuda y esfuerzo). A todo el laboratorio 10 de la Universidad Pública de Pamplona, porque el trato que tuve fue maravilloso, y a todos los que han pasado por “leguminosas” y he tenido la suerte de conocer: Jaime, Vorín, Neira, Lidia, Iglesias, Lucía, se os echa de menos.

Quiero agradecer especialmente a la Dra. Ana González y a Mercedes Taboada, tantos buenos momentos dentro y fuera del trabajo, sin ellas habría sido mucho más difícil. Ana, gracias por todos esos descansos...

A Rosa y a Benicio, porque fueron muchas las veces que os he hecho esperar, perdón por todas esas pisadas.

Quiero agradecerse especialmente a Diego, Patri y a Juan por ofrecerme siempre todo su apoyo. Y por último y especialmente, a mi familia, por sus ánimos, cariño y comprensión, sobre todo en estos momentos... todo esto es gracias a vosotros.

Este trabajo ha sido financiado por la empresa Xibao SAT y la Xunta de Galicia a través de dos proyectos del programa de Recursos Agropecuarios PGIDIT02RAG16E y PGIDIT06RAG032E, y por el Fondo Europeo de Desarrollo Regional (FEDER).

Además, debo expresar mi agradecimiento a la Dra Rosa Ana Malvar, Directora de la Misión Biológica de Galicia, al Consejo Superior de Investigaciones Científicas y a la Diputación Provincial de Pontevedra, por haber puesto a mi disposición los medios materiales necesarios. A la Diputación Provincial de Pontevedra y a la Xunta de Galicia, por la concesión de becas de investigación que posibilitaron la realización de esta Tesis Doctoral. Al Centro de Recursos Fitogenéticos-INIA (Alcalá de Henares) por la cesión de germoplasma, y a la Universidad Pública de Navarra, Michigan State Universidad (USA), ARC-Grain Crops Institute (Sudáfrica), y United States Department of Agriculture (USDA) del Agricultural Research Service (USA), por el envío de aislados de patógenos.

En la MBG-CSIC existe una colección de germoplasma que incluye variedades, poblaciones y líneas de judía común (*Phaseolus vulgaris* L.), entre las cuales existen algunas con vaina plana amarilla, que presentan interés por su alto valor de mercado. El objetivo de la presente investigación ha sido el estudio de este germoplasma, desde el punto de vista de la expresión fenotípica de características de valor agronómico y de calidad comercial de vaina, así como su resistencia a enfermedades. La diversidad genética de este germoplasma se ha reflejado en el análisis de varianza combinado, donde se han puesto de manifiesto diferencias significativas entre las variedades analizadas en todos los caracteres estudiados. La presencia significativa de interacción genotipo-medio en algunos caracteres implica que la respuesta de las variedades a los factores ambientales no sigue una tendencia semejante al considerar los ambientes analizados y las fechas de siembra. Del total de 35 variedades locales se escogieron 7 como material genético base para el comienzo de un programa de selección individual intrapoblacional. Las evaluaciones de patogenicidad han permitido identificar variedades con resistencia a BCMV/BCMNV, antracnosis y bacteriosis de halo, pero no a bacteriosis común. La alta susceptibilidad a bacteriosis común observada podría ser debida a que los aislados son de origen africano y el material evaluado es de origen Andino. Se han identificado alelos de resistencia a antracnosis, aunque en el caso del locus *Co-4*, existen resultados contradictorios con las pruebas de patogenicidad. La presencia de los genes *I*, *bc-3* y *bc-1²* se ha confirmado en la mayoría de las variedades con resistencia a BCMV/BCMNV. El SCAR SBD5 podría ser usado para selección asistida del gen *bc-1²* aunque, individuos con el genotipo *bc-1²* dieron sintomatologías diferentes de las esperadas. La evaluación de la resistencia a bacteriosis de halo ha identificado diferencias tejido-específicas. El marcador SCAR SW13 ligado al gen *I* (ligado a *Ps3*) podría utilizarse para determinar resistencia a la raza 3 de bacteriosis de halo. En el programa de mejora genética iniciado, los individuos seleccionados son el material genético fundacional, que permitirá obtener nuevas variedades mejoradas en su valor agronómico, calidad de vaina y resistencia a enfermedades contribuyendo a una producción agrícola sostenible y de calidad, y a la mejora de la calidad de la vida en el medio rural.

The MBG-CSIC germplasm's collection consists of varieties, populations and lines of common bean, including some which display yellow plane pods, being very interesting because of their high market value. The aim of this investigation was the study of these germplasm from the point of view of the phenotypic expression of agronomic traits and pod commercial quality, as well as the evaluation of the resistance to the major diseases that bean can suffer from. The genetic diversity of this germplasm was demonstrated through the combined variance analysis that highlighted significant differences among studied varieties for all the evaluated traits. The significant genotype-environment demonstrated for some traits implies that the response to environmental factors differs depending on both, the analysed environment and sowing season. 7 local varieties were selected from 35 to be used as genetic material to the development of an intrapopulation individual selection program. A pathogenicity analysis of the most important diseases affecting this species disclosed several local varieties as resistant to BCMV/BCMN, anthracnose and halo bacterial blight, except for common bacterial blight. A high susceptibility to common bacterial blight was observed, probably due to the fact that the isolated had an African origin and the evaluated material belonged to the Andean pool. As a result of molecular analysis, some anthracnose resistance alleles were identified; however, breeders should be cautious with molecular markers at locus *Co-4*, since some results were at odds with the pathogenicity evaluation. Presence of *I*, *bc-3* and *bc-1²* genes was confirmed in the majority of the resistant varieties to BCMV/BCMN. SCAR SBD5 may well be used to assisted selection for *bc-1²*, although some individuals carrying the *bc-1²* genotype displayed a symptomatology different from the expected according to their genotype. From the evaluation of resistance to halo bacterial blight, some varieties were identified and tissue differences were revealed. SCAR SW13 that is linked to *I* gene (located close to the *Ps3* gene) may be used to test the resistance to race 3 of halo blight. In the genetic breeding program initiated from this study the selected individuals will let us achieve new improved varieties that will present a high agronomic value, pod quality and resistance to diseases. This will contribute to both a sustainable and quality agriculture and to the improvement of life quality in the country area.

1. Introducción	
1.1. Diversidad genética en el género <i>Phaseolus</i>	1
1.2. Origen y domesticación de <i>P. vulgaris</i>	2
1.3. Variación genética en judía e implicaciones en mejora genética	4
1.4. El cultivo de la judía común como hortaliza: clases comerciales de judía verde	6
1.5. Importancia del cultivo de judía verde	10
1.5.1. Utilización y consumo	10
1.5.2. Producción y superficie cultivada	12
1.6. Factores limitantes del cultivo de judía verde	16
1.6.1. Factores fisiológicos	16
1.6.2. Fitotoxicidad	18
1.6.3. Enfermedades	18
1.6.3.1. Enfermedades víricas	19
1.6.3.2. Enfermedades fúngicas	21
1.6.3.3. Enfermedades bacterianas	24
1.6.4. Plagas	26
1.7. Marcadores moleculares y su aplicación en la mejora genética de judía	27
1.8. Justificación y objetivos del trabajo	30
2. Material	
2.1. Localización de los ensayos experimentales	33
2.2. Material biológico	34

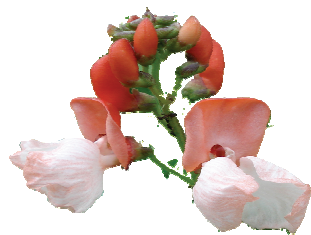
3. Métodos	
3.1. Climatología	37
3.2. Labores culturales	39
3.2.1. Labores preparatorias de la parcela	39
3.2.2. Labores de siembra	39
3.2.3. Labores de cultivo	40
3.3. Diseño Experimental	40
3.4. Estudio fenotípico del material genético: evaluación agronómica, de calidad comercial y morfológica	41
3.4.1. Caracteres agronómicos determinados en la planta	42
3.4.2. Caracteres agronómicos determinados en la vaina inmadura	43
3.4.3. Caracteres de calidad determinados en la vaina inmadura	43
3.4.4. Caracteres morfológicos determinados en la planta	46
3.4.5. Caracteres morfológicos determinados en la vaina inmadura	46
3.5. Evaluación de la reacción a las enfermedades que afectan habitualmente al cultivo de judía	48
3.5.1. Antracnosis (<i>Colletotrichum lindemuthianum</i> L.)	48
3.5.2. Bacteriosis de halo (<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>)	51
3.5.3. Bacteriosis común (<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>phaseoli</i>)	54
3.5.4. BCMV/BCMN (Virus del Mosaico común/ Virus necrótico del Mosaico común)	55
3.6. Amplificación de los marcadores moleculares de genes de resistencia a enfermedades	56
3.6.1. Extracción, cuantificación y amplificación de ADN	56

3.6.2. Antracnosis	57
3.6.3. BCMV/BCMNV	59
3.7. Análisis estadístico de los resultados	60
3.7.1. Análisis individuales de varianza	60
3.7.2. Análisis combinados de varianza	60
3.7.3. Comparación de medias entre tratamientos	61
3.7.4. Análisis de componentes principales	61
3.8. Selección de líneas de mejora	63
4. Resultados y Discusión	
4.1. Variabilidad genética de las variedades de judía de vaina amarilla en ambientes: análisis de varianza combinado	64
4.2. Variabilidad genética de las variedades de judía de vaina amarilla: comparación de medias de variedades	71
4.2.1. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla por ambiente	72
4.2.2. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla plana por fecha de siembra	78
4.2.3. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla por ambiente y fecha de siembra	89
4.3. Efecto de la variabilidad en ambientes en el material genético: comparación de medias de ambientes	103
4.3.1. Comparación de medias del efecto de los ambientes	104
4.3.2. Comparación de medias del efecto de las fechas de siembra	106
4.3.3. Comparación de medias del efecto de los ambientes y las fechas de siembra	109

4.4. Variabilidad fenotípica en el material genético de las variedades de judía de vaina amarilla: descripción cualitativa	113
4.5. Análisis de los componentes principales de las variedades de judía de vaina amarilla	118
4.6. Variabilidad en la reacción al patógeno <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> L. en las variedades de judía de vaina amarilla	124
4.7. Variabilidad en la reacción al virus del Mosaico Común y Necrótico en las variedades de judía de vaina amarilla	138
4.8. Variabilidad en la reacción a <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> en las variedades de judía de vaina amarilla	145
4.9. Variabilidad en la reacción a <i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>phaseolicola</i> en las variedades de judía de vaina amarilla	156
4.10. Variabilidad en las líneas de mejora del programa de selección para calidad comercial de vaina, rendimiento y resistencia a enfermedades	158
5. Discusión global y conclusiones	168
6. Bibliografía	178

INTRODUCCIÓN





1.1. Diversidad genética en el género *Phaseolus*

Con el descubrimiento del continente americano por los europeos en el siglo XV, se introdujeron en Europa muchas especies procedentes de aquel, como es el caso de la judía común (*Phaseolus vulgaris* L.), cacahuete (*Arachis hypogaea* L.), cacao (*Theobroma cacao* L.), maíz (*Zea mays* L.), patata (*Solanum tuberosum* L.) o tomate (*Solanum lycopersicum* L.), desconocidas hasta entonces en el Viejo Mundo.

La judía común pertenece al género *Phaseolus* y su enclave taxonómico es (Strasburguer, 1994):

Clase: Dicotyledoneae

Subclase: Rosidae

Superorden: Fabanae

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae

Subfamilia: Papilionoideae

Hasta la actualidad se han descrito más de 400 especies (Freytag y Debouck, 2002) en el género *Phaseolus*, de las cuales cinco han sido domesticadas, *P. vulgaris* L., *P. coccineus* L. (judía de España o escaflata), *P. lunatus* L. (judía de Lima), *P. polyanthus* L. y *P. acutifolius* L. (Debouck, 1986). *P. vulgaris* es la especie más importante globalmente y ocupa el 80% de la superficie cultivada (Singh, 1992; 1999).

Dentro del género *Phaseolus* existen diferentes grupos naturales o acervos genéticos (Smartt, 1984; Gepts *et al.*, 1986; Koenig y Gepts, 1989; Gepts y

Debouck, 1991). El acervo genético primario de la judía común incluye las variedades silvestres y cultivadas que pueden cruzarse entre ellas sin ninguna barrera genética. El acervo genético secundario incluye a *P. coccineus*, *P. costaricensis* y *P. polyanthus* (Smartt, 1973; Freytag y Debouck, 1996; Debouck, 1999). El cruzamiento entre la judía común y las especies del acervo genético secundario se realiza sin necesidad de técnicas de rescate de embriones. El acervo genético terciario incluye a *P. acutifolius* y *P. parvifolius*, que podrían ser ancestros de la judía común (Smartt, 1970; Jung *et al.*, 1992; Debouck, 1999), y los cruzamientos con la judía común necesitan rescate de embriones. *P. lunatus* pertenece al acervo genético cuaternario y de momento no existen cruzamientos viables con *P. vulgaris* (Smartt, 1979; Leonard *et al.*, 1987; Kuboyama *et al.*, 1991).

1.2. Origen y domesticación de *P.vulgaris*

La judía común puede clasificarse por su aprovechamiento en judía de grano, cultivada por su grano maduro o inmaduro, y judía verde, que se cultiva por las vainas inmaduras. El origen de la judía común se sitúa en el continente americano en dos áreas geográficas bien diferenciadas (Gentry, 1969; Kaplan, 1981; Kaplan y Kaplan, 1988): zona Mesoamericana (México y América Central) y zona Andina (Perú, Chile y Ecuador). La diversificación, domesticación y radiación adaptiva de la especie se produjo en esas zonas, pero de manera independiente. Las poblaciones típicamente representativas de cada zona presentan marcadas diferencias fenotípicas y genotípicas. La diferencia fenotípica más destacada es el tamaño de la semilla y la forma de la bracteola. Así el tipo de semilla pequeña (≤ 25 g/100 semillas) y las bracteolas grandes y ovaladas se observan en las poblaciones Mesoamericanas y el tipo de semilla mediana o grande (20-40 g y ≥ 40 g/100 semillas) y con bracteolas pequeñas y triangulares en las poblaciones Andinas (Singh *et al.*, 1991a). La proteína de reserva, faseolina, es el marcador evolutivo que más claramente diferencia las poblaciones Mesoamericanas, con

patrones electroforéticos B y S, de las Andinas, con patrones electroforéticos T, H y C (Gepts, 1988; Gepts y Bliss, 1986; Koenig *et al.*, 1990).

La gran radiación adaptiva de la judía común en Europa, fundamenta que se considere la Península Ibérica como un centro de diversificación secundario de la judía común (Santalla *et al.*, 2002). Los estudios sobre el origen de la judía verde sugieren que proviene de una variación de la judía de grano cultivada, ya que se hubieran necesitado importantes cambios genéticos para derivar de formas silvestres. Sin embargo, Singh *et al.* (1991a) indican que las tribus nativas americanas podrían haber cosechado originalmente vainas en estado inmaduro de formas silvestres para consumo humano. Esto sería coherente con el hecho de que entonces escaseaban fuentes energéticas para la cocción de alimentos, con lo que la judía verde, que necesita un tiempo menor de cocción y, además, tiene un ciclo de cosecha considerablemente más corto que el de la judía de grano, se adecuaría más a los recursos de la población de esa época. Los nativos americanos podrían haber realizado cultivos con un doble aprovechamiento o bien cultivos con diferente uso. Otra hipótesis es que muchas de las características fenotípicas que hacen de la judía una hortaliza podrían haberse desarrollado como mutaciones que posteriormente fueron seleccionadas, mejoradas y recombinadas en Europa y Estados Unidos (Silbernagel, 1986). Basándose en el marcador evolutivo de faseolina, la mayoría de las variedades de judía verde derivarían del centro de origen Andino (Brown *et al.*, 1982; Gepts *et al.*, 1986), aunque en la actualidad muchas de las variedades cultivadas provienen de cruzamientos entre tipos Andinos y Mesoamericanos (Haley *et al.*, 1994; Skroch y Nienhuis, 1995; Skroch *et al.*, 1992). La judía, fue rápidamente aceptada en España en el siglo XVI (Gepts y Bliss, 1988; Gepts *et al.*, 1988), si bien no se empezó a consumir como hortaliza hasta finales del XIX, cultivándose hasta entonces sólo por el aprovechamiento del grano seco.

1.3. Variación genética en judía e implicaciones en mejora genética

Los estudios bioquímicos de faseolina y alozimas han aportado, en los últimos años, una valiosa información sobre el origen de la judía, y sobre la variabilidad genética existente, y han enriquecido a los mejoradores con información para llevar a cabo programas de mejora genética. De los resultados de Brown *et al.* (1982) se observa que la mayoría de las variedades de judía verde mostraban un patrón T de faseolina, mientras que la mayoría de las variedades con patrón S de faseolina eran de judía de grano. Parece que existe una relación genética entre los genes estructurales de la faseolina y los genes responsables de las características fenotípicas de la vaina de las clases comerciales.

Más recientemente, el uso de marcadores moleculares de ADN, como son los RAPDs (Random Amplified Polymorphic DNA), SCARs (Sequence Characterized Amplified Region) y SSRs (Short Single Sequence Repeats) o microsatélites, ha demostrado ser muy apropiado para la identificación de la diversidad genética entre las clases comerciales de judía verde (Cunha *et al.*, 2004). Varios autores (Haley *et al.*, 1994; Skrock y Nienhuis, 1995) han sugerido que la judía verde tiene una base genética reducida en comparación con otros tipos de judía. Los estudios de variabilidad entre variedades de judía verde realizados con RAPDs han determinado que estos genotipos no presentan un elevado grado de diferenciación genética (Cunha *et al.*, 2004). De esta manera, al analizar la variabilidad entre variedades de judía de vaina de color amarillo y verde, se encontró un coeficiente de diversidad génica de 0,158 (Skrock y Nienhuis, 1995). Sin embargo, Skrock *et al.* (1992) y Haley *et al.* (1994) demuestran que las variedades de judía verde tienen una base genética relativamente grande con respecto a otros tipos de judías. Estos resultados cuestionan el estrecho margen de variabilidad genética sugerido por Zaumeyer (1972) para la judía verde.

La mayor fuente de variabilidad genética de judía (la colección mundial de germoplasma de la especie) se encuentra en el Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT, Cali, Colombia), que cuenta con más de 30000 entradas de

diferentes especies de *Phaseolus*, de las cuales la mayor parte corresponden a *P. vulgaris*. En España, la mayor colección de judía se encuentra en el CRF (Centro de Recursos Fitogenéticos)-INIA (Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria y Alimentaria), que ha sido caracterizada en parte, en el propio CRF-INIA y en proyectos de investigación de recursos fitogenéticos con otros centros de investigación, como la MBG (Misión Biológica de Galicia)-CSIC (Consejo Superior de Investigaciones Científicas). Sin embargo, los aspectos relativos a la calidad de grano (incluyendo los factores antinutricionales) y vaina, no han sido objetivos primarios de esta caracterización. Por ello, la información disponible actualmente acerca de fuentes de variabilidad para desarrollar programas de mejora de calidad en judía verde es reducida y se limita al material genético manejado en diferentes programas de investigación públicos y privados.

A corto plazo, la selección fenotípica individual (Sánchez-Monge, 1974; Cubero, 2003) dentro de variedades locales sigue siendo un método válido para la obtención de líneas puras con expresión fenotípica aceptable y estable de caracteres de calidad sensorial, en grano y vaina. Las variedades locales, en una especie autógena, son en realidad mezclas de líneas puras con aspecto fenotípicamente semejante a la vista del agricultor, pero que mantienen cierta variación genética intrapoblacional (Moreno-González y Cubero, 1993). Por esta razón la selección individual de líneas en variedades locales ha proporcionado numerosos éxitos en la mejora genética con la obtención de variedades que hoy son ampliamente utilizadas. Voysest (1983; 2000) describió las variedades de judía obtenidas por selección individual en los últimos años en América Latina.

Sin embargo, a medio y largo plazo, debe tenerse en cuenta que actualmente se está utilizando menos del 5% de la variación total disponible en judía en programas de mejora genética (Singh *et al.*, 1997) lo que proporciona una idea clara de la reducida base genética de las variedades comerciales utilizadas en la actualidad. Por ello, y considerando además que se trata de una especie autógena, uno de los objetivos claros de la mejora genética de judía, incluyendo los aspectos relativos a la calidad (De la Fuente *et al.*, 2006), debe ser la

ampliación de la base genética de las variedades comerciales (Singh, 1997; Kelly *et al.*, 2000).

Los métodos de retrocruzamiento recurrente y congruente, o sus modificaciones, son los más adecuados para asegurar el éxito en programas de mejora basados en el uso de cruzamientos entre fuentes diversas de germoplasma (Singh *et al.*, 1997, 2007; Singh, 1997, 1999). En cada caso, el método de mejora debe tener en cuenta el problema de la evaluación de generaciones segregantes, que en el caso de la calidad no es sencillo, especialmente en lo relativo a la calidad sensorial. Esta evaluación debe realizarse en diferentes ambientes (Multiple Environments Test, METs) dada la existencia de efectos ambientales e interacciones genotipo x ambiente y, además, debe incluir testigos de calidad reconocida como referencia.

1.4. El cultivo de la judía común como hortaliza: clases comerciales de judía verde

Se considera judía verde aquella en la que la vaina se consume en estado inmaduro de desarrollo, por tanto la vaina es tierna y apenas presenta fibras. La adecuación de las diferentes variedades de judía verde puede establecerse en función de diferentes criterios que en realidad corresponden a la expresión fenotípica de potenciales diferencias genéticas entre las variedades.

La judía verde (Figura 1.1) puede catalogarse en función del color de su vaina, cuando está en condiciones de consumo en fresco, en seis tipos (Puerta Romero, 1961; Mateo Box, 1961):

- Verde, uniforme por toda la vaina (ej. variedad Garrafal oro)
- Verde con manchas rojas de extensión variable, llegando a veces a cubrir casi toda la vaina (ej. variedad Buenos Aires)
- Verde con manchas moradas análogas al caso anterior (ej. variedad Obelisco)

- Amarillo, uniforme por toda la vaina (ej. variedad Oro del Rhin)
- Amarillo con manchas rojas (ej. variedad Lengua de fuego enana)
- Amarillo con manchas moradas (ej. variedad Judía Boca de Dragón)



Figura 1.1. Clases comerciales de judía verde en función del color de su vaina

De acuerdo a la arquitectura de la planta existen dos tipos (Myers y Baggett, 1999):

- Judía enana: de porte bajo, con hábito de crecimiento tipo I (hábito determinado arbustivo), tipo II (hábito indeterminado erecto, con tallo y ramas erectas) o tipo III (hábito indeterminado postrado, con tallo y ramas débiles y rastreras) (CIAT, 1984). Suelen ser más precoces y menos productivas que los tipos de enrame, y no necesitan poda, ni soporte de tutores, y su ciclo vegetativo es más corto. En la actualidad, el 55% de las variedades comerciales de judía verde pertenecen a este tipo como Garrafal Enana, Contender, Strike, Amilcar, Romano, Verónica y Tagle.
- Judía de enrame: de porte alto, con hábito de crecimiento tipo IV o indeterminado trepador (hábito indeterminado erecto, con tallo y ramas débiles, largas y torcidas) (CIAT, 1984), pudiendo alcanzar de 2 a 3 m de altura. Precisan de entutorado para guiar su crecimiento, y suelen ser de ciclo más largo y más productivas que las de porte bajo. En la actualidad, el 45% de las variedades comerciales de judía verde pertenecen a este

tipo (Marín, 2007) como Diamant, Garrafal Oro, Perona, Helda, Donna, Música, Perfección Blanca y Abundancia.

Según la forma de la vaina, se distinguen dos tipos (Figura 1.2):

- Judía plana: con vainas anchas y comprimidas, siendo las judías italianas o tipo Romano las más características de esta clase. La producción se dirige casi exclusivamente hacia el mercado en fresco con más de un 80% del total de producción. En la actualidad, el 50% de las variedades comerciales de judía verde pertenecen a este tipo (Marín, 2007) como Música, Helda, Perona, Alba, Garrafal Oro y Verónica. El mercado industrial es prácticamente testimonial debido a la necesidad de su calibrado y despuntado manual, a pesar de su elevado rendimiento y excelente sabor.
- Judía redonda: con vainas estrechas y cilíndricas. Su mercado principal es la industria enlatada y congelada. La variedad Blue Lake es la más popular aunque son muy utilizadas otras como Arcadia, Arras, Astral, Labrador, Polder, Tenderlake y Tuner.



Figura 1.2. Tipos de judía según la forma de la vaina

Según el mercado al que se dirigen, se distinguen dos tipos:

- Para la industria: se comercializa en conserva o congelada. En la actualidad el 14% de las variedades comerciales de judía se destinan exclusivamente a este tipo de mercado. Desde la popularización de la industria del enlatado en 1930 se consiguió que productos estacionales puedan consumirse durante todo el año (Silbernagel *et al.*, 1991). El consumo de hortalizas congeladas se ha ido incrementando desde la segunda mitad del siglo XXI. Los requerimientos para este tipo de judía son semejantes que los de las enlatadas, aunque las judías que presenten semillas de color oscuro no servirán para el enlatado, pero si para congelar, ya que el color de semilla se lixivia dentro del líquido de la conserva adquiriendo mala apariencia.
- Para el mercado en fresco: las vainas inmaduras se consumen en fresco sin sufrir ningún proceso industrial. En la actualidad el 86% de las variedades comerciales de judía verde pertenecen a este tipo, y en Europa se ha convertido en una de las principales hortalizas de contraestación.

Las normas de calidad para la comercialización de judía verde en estado fresco, con exclusión de las destinadas a la transformación industrial, se establecen en el Reglamento de la Comisión Europea del 2001 (Reglamento (CE) N° 912/2001), incluyendo a su vez modificaciones del 2003 (Reglamento (CE) N° 46/2003) y del 2004 (Reglamento (CE) N° 907/2004). El objeto de esta serie de normas es establecer la normalización para las hortalizas no transformadas.

1.5. Importancia del cultivo de judía verde

1.5.1. Utilización y consumo

La judía verde es interesante tanto para el agricultor, como para el procesador del producto, y el consumidor. Desde el punto de vista del agricultor este cultivo le retribuye grandes beneficios, debido a su alto valor de mercado por el aprovechamiento de la vaina en fresco, sobre todo cuando se cultiva bajo protección en invernadero fuera de la época habitual de cultivo. Además este cultivo supone un ahorro de fertilizantes nitrogenados debido al aporte de N_2 en el suelo, que ocurre gracias a la existencia de bacterias simbióticas denominadas rhizobia que se encuentran en las raíces de las plantas. El proceso de asociación entre bacterias como rhizobios y plantas de leguminosas se denomina fijación simbiótica de nitrógeno (FSN). La FSN presenta un gran interés económico y ecológico, reduciendo la necesidad de usar fertilizantes nitrogenados que deterioran el suelo y contaminan la atmósfera mediante la emisión de N_2O , gas con gran incidencia en el “efecto invernadero”. Esto sería una alternativa que reduciría el uso de fertilizantes químicos, manteniendo el rendimiento de los cultivos.

La judía verde es una especie de fácil manipulación y por ello, existen diferentes sectores empresariales que participan en el sistema de procesado, desde embolsadores hasta empresas que transforman la vaina en un producto para ser consumido. En la actualidad tiene gran importancia debido a la tendencia a comprar productos preelaborados o de rápida preparación, probablemente influida por el nuevo papel que está tomando la mujer en el mundo laboral dedicando, en consecuencia, menos tiempo a las tareas del hogar.

En cuanto al consumo, la judía es una de las hortalizas más populares en la dieta, multitud de menús la incluyen tanto de primer plato, donde son las protagonistas, como de segundo, y como acompañamiento de platos principales, y forman parte de la llamada Dieta Mediterránea. La judía es también importante para el

consumidor, como alimento fundamental y beneficioso debido a su composición nutricional carente de grasas, colesterol y sodio. La judía verde al compararla con la judía de grano, presenta valores similares de vitamina B₂ y vitamina E, un contenido muy superior en vitaminas C y A (beta-carotenos) y ácido fólico, que es un potente antioxidante que favorece la absorción de vitamina A. El beta-caroteno está enmascarado por la clorofila, pigmento de color verde más abundante.

Después del agua, el principal componente de la judía verde son los glúcidos o hidratos de carbono. El contenido en proteínas es escaso, aunque superior al de lípidos y con un valor calórico bajo. Su contenido en fibra es elevado (la presencia de fibra soluble ayuda a disminuir el nivel de colesterol en la sangre), por lo que la judía verde puede resultar adecuada en caso de hipercolesterolemia o gota (Duke, 1981). Además, aporta calcio, potasio, yodo, zinc, hierro y fósforo. Su elevado contenido en potasio, junto con la presencia del aminoácido arginina, hace que estas hortalizas tengan efectos beneficiosos en los casos patológicos de las vías urinarias, tales como cistitis, o uretritis (Sánchez-Mata *et al.*, 2003).

Numerosos estudios han puesto de relieve el valor nutricional de la judía verde, detectándose una menor incidencia de enfermedades degenerativas y mayor longevidad en dietas en las que se incluye su consumo (Kolonel *et al.*, 2000). Entre estos trabajos, destacan los llevados a cabo por Adams *et al.* (2006) quienes han confirmado en experimentación con ratones que el consumo de esta hortaliza inhibe el desarrollo del endurecimiento de las arterias o aterosclerosis y una mejora de los niveles de colesterol. Se ha descubierto un nuevo y potente compuesto anticancerígeno presente en la judía verde: el inositol pentaquisfosfato que inhibe la enzima clave (fosfatidilinositol 3-quinasa) implicada en el crecimiento de tumores (Gao y Wang, 2007). Este compuesto es soluble en agua y es una promesa como agente terapéutico, ya que no es tóxico ni en la más alta concentración, mientras que los agentes convencionales de quimioterapia pueden ser tóxicos en distintos niveles (Vucenik y Shamsuddin, 2006).

España es uno de los mayores consumidores de frutas y hortalizas de Europa, junto con Grecia. La Organización Mundial de la Salud (OMS) recomienda un consumo mínimo de 155 kg de frutas y hortalizas por persona y año (425 g/día). España está en ese nivel, pero Grecia lo supera ampliamente (822 g/día), mientras que en la mayoría de los países europeos el consumo está sensiblemente por debajo de estas recomendaciones. Concretamente, los españoles consumieron 458 g/día de frutas y hortalizas frescas en 2003, de los cuales, el consumo en fresco de judía en España fue de 2,3 g/día y en el 2004 de 2,4 g/día (MAPA, 2007), incrementándose poco a poco el consumo de este tipo de judía debido a su gran aceptación.

Actualmente, motivado por la expansión experimentada por los cultivos protegidos, se puede obtener judía verde a lo largo de todo el año, aunque dependiendo de la estación, el precio fluctúa mucho, alcanzándose los precios más bajos en verano. De este modo, la judía verde fue el alimento fresco que más se encareció en enero el año 2007 con un alza del 18,34 %, que más se abarató en abril con un 37,24 %, y que en septiembre aumentó de nuevo un 6,85 % (Ministerio de Industria, Turismo y Comercio, 2007).

1.5.2. Producción y superficie cultivada

Los datos de producción mundial de judía verde no son del todo precisos por el hecho de su fácil confusión con los de vaina inmadura de caupí (*Vigna unguiculata*), consumida en los países del este de Europa. En el año 2003 la producción mundial de judía verde fue 5,6 10⁶ Mg, siendo la producción en España respecto a la UE del 26,5% y del 4,8% a nivel mundial (Kreisler, 2005). La producción más importante de Europa está en España, seguida de Francia (es el mayor productor de judía para procesado), Italia, Alemania, Inglaterra, Holanda, Portugal y Hungría. En Norteamérica, las principales zonas están en Estados Unidos, México, Brasil y Canadá mientras que en el Hemisferio Sur están en Australia y Sudáfrica.

Una parte importante de la producción de judía verde en España se destina a la exportación. Alemania (26,9%), Reino Unido (19,4%), Francia (16%), Holanda (12,1%) y Portugal (6,2%) son los países a los que llega mayoritariamente esta hortaliza en fresco. De hecho, España es el primer exportador europeo de frutas y hortalizas (21% de la producción se exporta), lo que le ha valido el sobrenombre de “la huerta de Europa”, siendo las hortalizas, el 68% del valor total de la producción agrícola exportada (Kreisler, 2005).

En España, la principal comunidad autónoma de producción de judía verde en 2004 fue Andalucía con 116471 Mg siendo Almería la principal provincia, seguida de Granada. La segunda comunidad de mayor producción es La Rioja con 28743 Mg y la siguiente Galicia con 27281 Mg. En Galicia, A Coruña con 9256 Mg seguida de Pontevedra con 8109 Mg (MAPA, 2007) son las provincias de mayor producción (Figura 1.3).

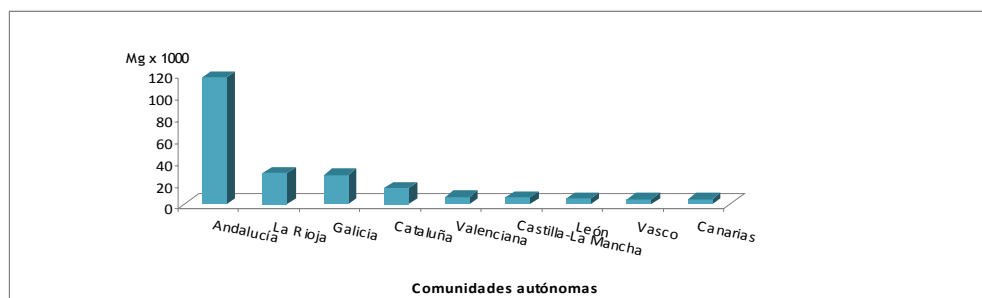


Figura 1.3. Producción de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004 (MAPA, 2007)

Los rendimientos son mayores cuando el cultivo se protege bajo invernadero (Figura 1.4) que cuando se realiza al aire libre (Figura 1.5). Esto se explica porque en el invernadero, el cultivo está menos afectado por las inclemencias meteorológicas como el frío, las lluvias y las heladas y además está menos expuesta al ataque de plagas y enfermedades (MAPA, 2007).

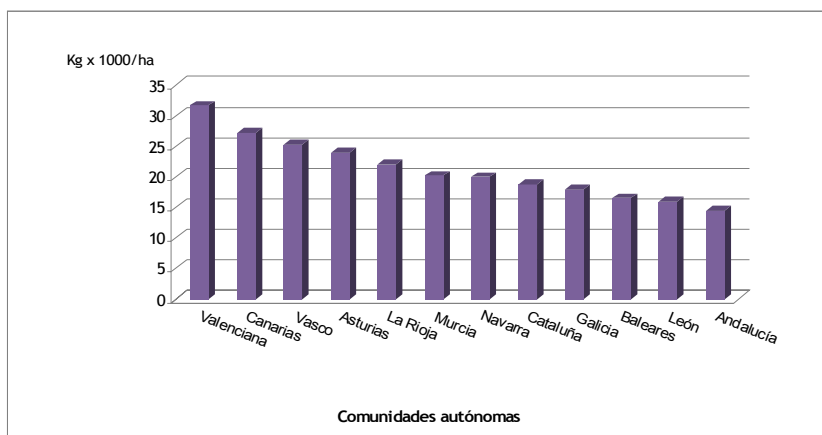


Figura 1.4. Rendimiento en cultivo protegido de judía verde de las principales zonas hortícolas de España en 2004 (MAPA, 2007)

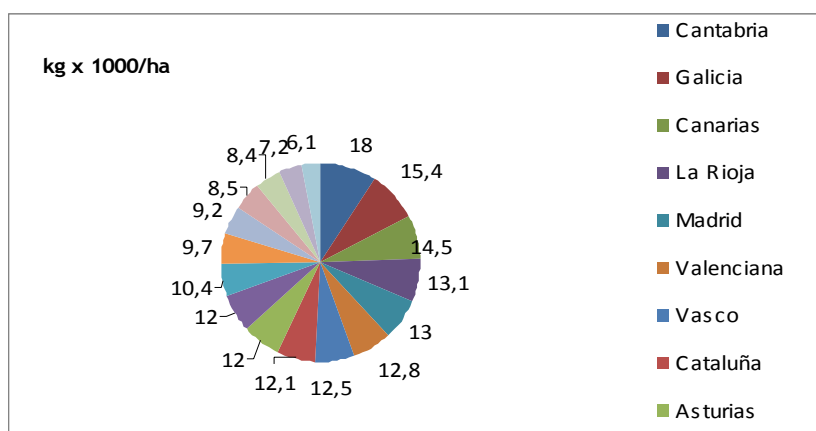


Figura 1.5. Rendimiento al aire libre de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004 (MAPA, 2007)

La superficie de cultivo de judía verde en España ha ido descendiendo poco a poco en los últimos 20 años, sin embargo, la producción, excepto los años muy afectados por las inclemencias meteorológicas, aumentó ligeramente cada año debido a la mejora del rendimiento (Figura 1.6). En los años 1995 y 1996 hay un gran descenso en cuanto a la producción de judía, que se explica porque este

período estuvo muy afectado por la lluvia, que perjudica a gran parte de los cultivos hortícolas, provocando un incremento espectacular de los precios, que alcanzaron un valor de 9 €/Kg cuando lo habitual en esos años sería pagar entre 2 y 3 €/Kg. Este descenso también se ve reflejado a partir del año 2002 mostrándose de nuevo una tendencia a la baja.

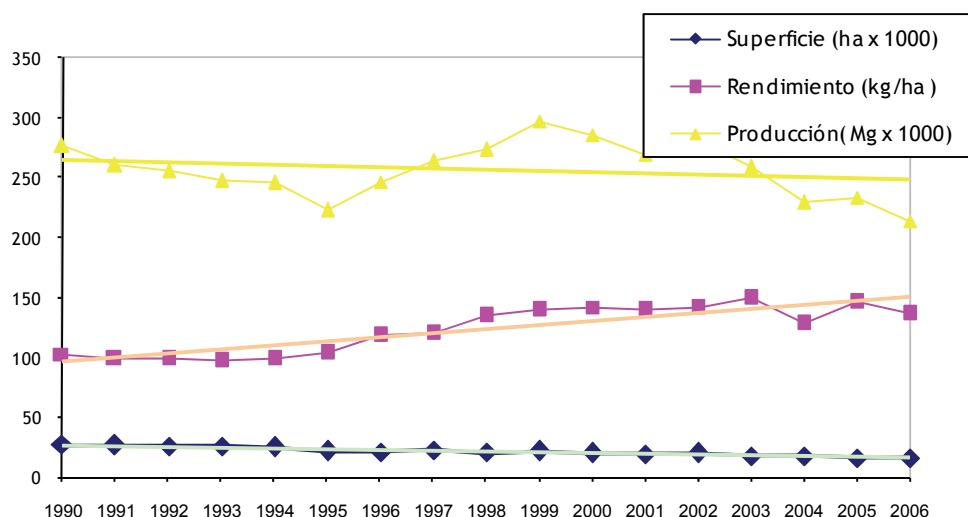


Figura 1.6. Evolución de la superficie de siembra, producción y rendimiento de judía verde en España hasta el año 2006 (MAPA, 2007)

La superficie de cultivo de judía verde es mayor al aire libre que protegido bajo invernadero, excepto en el caso de Andalucía (Figura 1.7).

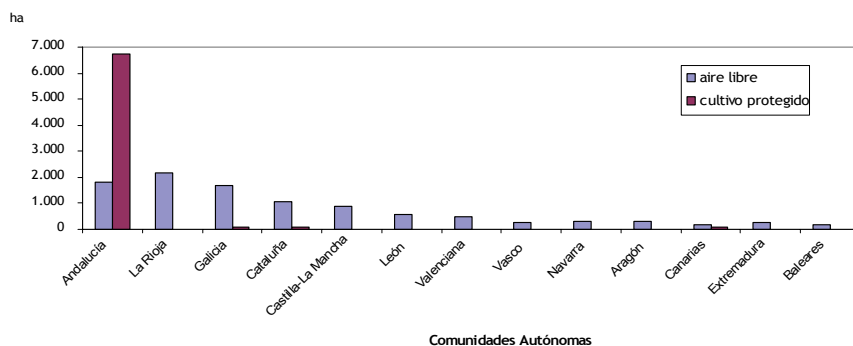


Figura 1.7. Superficie de cultivo al aire libre y protegido de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004 (MAPA, 2007)

1.6. Factores limitantes del cultivo de judía verde

La producción de judía verde se ve limitada por diferentes factores que se pueden agrupar en tres categorías: fisiológicos, debidos a la fitotoxicidad, enfermedades y plagas.

1.6.1. Factores fisiológicos

Son factores debidos al estrés ambiental al que se ve sometido el cultivo. Así son la contaminación ambiental y los factores climáticos en los diferentes estados de crecimiento. La fertilidad del suelo es también un factor importante, que limita el rendimiento. La judía verde crece bien en muchos tipos de suelos pero el terreno ideal para obtener un máximo rendimiento de este cultivo ha de ser fértil, poco arcilloso, con bajos niveles de acidez y con un buen drenaje porque no tolera los suelos muy compactos, ni los encharcamientos, ni la salinidad (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2002; Vadez *et al.*, 2007). En suelos calizos de pH superior a 7,5 las plantas crecen mal apareciendo graves problemas de clorosis y se producen vainas de calidad mediocre y con mucha fibra. Los límites óptimos de pH para el cultivo de judía verde están entre 5,5 y 7,0.

Entre los factores climáticos, los más limitantes para el cultivo de judía verde son el estrés provocado por el déficit o exceso de agua, por las altas o bajas temperaturas y por la variación térmica durante el ciclo de cultivo (FAO, 2007). La judía verde es una planta de clima húmedo y suave que no tolera la sequía, por lo que debe cultivarse en secanos húmedos o regadíos. El suelo debe estar bien empapado de agua antes de la siembra, aunque después no es necesario regar nuevamente hasta que la planta haya alcanzado los 15 cm de altura. La judía no tolera el exceso de humedad, por lo que el riego debe controlarse muy bien durante el primer estadio de crecimiento, aumentándolo a partir de la floración. También debe controlarse el contenido salino del riego, ya que en exceso puede producir pérdidas de hasta el 25% del rendimiento. Por otro lado, es conveniente mantener la humedad relativa óptima del aire entre el 60 y 70%. Humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades aéreas y dificultan la fecundación, y no debe haber excesivas oscilaciones de humedad para evitar estos problemas.

Respecto a la temperatura, por debajo de 15°C, las plantas son poco vigorosas, se produce polen de mala calidad y una fecundación insuficiente que resulta en poca cantidad de semillas y vainas curvadas, así como la pérdida de las flores. Además, cuando tras la siembra se produce un régimen de bajas temperaturas, la germinación no es uniforme, la nascencia es desigual y puede haber una mayor intensidad de ataques de la mosca de los sembrados (*Phorbia platyura* Meigen). Sin embargo, con temperaturas demasiado altas, por encima de 30°C, en el momento de la maduración de las vainas, se acelera el desarrollo de semillas y fibras en las vainas, sobre todo si el suelo está algo seco, apareciendo también deformaciones en las vainas y el aborto de flores. Hay que destacar que las variedades de crecimiento determinado son menos exigentes en lo relativo a temperatura que las trepadoras.

La contaminación ambiental por ozono provoca un enorme daño de las hojas al producir un bronceado excesivo con clorosis haciendo que finalmente se caigan (Manning y Feder, 1980; Kanoun *et al.*, 2001; Leitao *et al.*, 2008). Si la exposición

se produce en el momento de maduración de las vainas disminuye la cosecha total (Burkey *et al.*, 2005). Existe variabilidad genética entre variedades de judía verde para la resistencia al efecto del ozono (Mebrahtu *et al.*, 1990).

Es importante también el buen manejo postcosecha, ya que existe el conocido “daño por el frío”, que es un pardeamiento opaco de toda la vaina, síntoma típico al estar almacenadas a temperaturas inferiores a 5°C por más de 5-6 días. Estas lesiones son muy susceptibles al ataque de hongos fitopatógenos comunes. Las diversas variedades difieren significativamente en la susceptibilidad al daño por frío. En el “daño por congelación”, que ocurre a temperaturas de -1°C o inferiores, aparecen en las vainas áreas translúcidas de aspecto acuoso que posteriormente se deterioran y pudren.

1.6.2. Fitotoxicidad

Son los posibles daños al cultivo causados por productos fitosanitarios. La aplicación de productos como plaguicidas y, principalmente acaricidas, puede producir daños al cultivo como manchas, quemaduras y defoliaciones. Las causas que los producen pueden ser la falta de tolerancia del cultivo a la materia activa, el mal estado del producto o de alguno de sus componentes, las mezclas de productos incompatibles, el mal estado de la planta, exceso de dosis y las condiciones climáticas (Consejería de Agricultura y Pesca, 1999).

1.6.3. Enfermedades

Entre las enfermedades que más daños pueden producir en el cultivo de judía de vaina, destacan las víricas, las inducidas por hongos del suelo y aéreos, y las bacterianas.

1.6.3.1. Enfermedades víricas

Las más importantes se deben al virus del mosaico común de la judía (Bean Common Mosaic Virus, BCMV) y el virus del mosaico común necrótico de la judía (Bean Common Mosaic Necrotic Virus, BCMNV), causados por un potyvirus (Saiz *et al.*, 1995). Ocasiona pérdidas graves del rendimiento y se transmite principalmente por semillas infectadas, aunque también se puede transmitir, en menor medida, por varias especies de áfidos (Morales y Bos, 1988). Se distinguen dos tipos principales de síntomas ocasionados por las distintas cepas del virus (Drijfhout, 1978):

Mosaico común, asociado a la aparición de manchas en las hojas de color verde claro/oscuro, acompañado de rugosidades. Otros síntomas son bandas perinerviales de color verde oscuro, arrugamiento del limbo foliar, enrollamiento de las hojas hacia abajo, reducción del crecimiento (enanismo) y clorosis (Figura 1.8). Las plantas sensibles tienen pocas flores y la cosecha es escasa y espaciada. Las vainas de las plantas afectadas son más pequeñas y con menor número de semillas por vaina. La severidad de estos síntomas depende de la cepa de virus que infecte y en el periodo del ciclo vegetativo en el que se produzca la infección. Todos estos síntomas son provocados por cepas del Serogrupo B: Tipo, Fla, NY15, NL-2, NL-4, NL-6 y NL-7.



Figura 1.8. Síntomas producidos por el virus del mosaico común

Lesiones necróticas, asociadas a la aparición de necrosis vascular en hojas tallos y raíces, provocando la muerte de la planta. Las lesiones necróticas se desarrollan como consecuencia de una reacción de hipersensibilidad en aquellas variedades que poseen el gen *I* y son infectadas por cepas del Serogrupo A: NL-3, NL-5, NL-8 y TN-1. En variedades que no poseen el gen *I* estas cepas provocarían la sintomatología típica del mosaico común.

La resistencia a esta enfermedad es conferida por siete genes: un gen dominante *I*, que induce necrosis a temperaturas altas, cinco genes de resistencia específicos de determinadas cepas (*bc-1*, *bc-1*², *bc-2*, *bc-2*² y *bc-3*) y un gen de resistencia recesiva no específico (*bc-u*), complementario de los otros genes específicos. Los genes *bc-1* y *bc-1*² son alélicos, al igual que *bc-2* y *bc-2*². Los cinco loci segregan independientemente o casi. Los cuatro genes específicos *bc-1*, *bc-1*², *bc-2* y *bc-2*² tienen una relación gen a gen con cuatro genes de patogenicidad, mientras que el gen *bc-3* no ha sido superado por ninguno de los genes de patogenicidad. El gen *bc-3* es epistático sobre el gen *I* y todos los recesivos (Drijfhout, 1978). La tendencia actual es desarrollar materiales con combinación de distintos genes para obtener una resistencia más duradera (Kelly y Miklas, 1999).

El virus del mosaico amarillo de la judía (Bean Yellow Mosaic Virus, BYMV), también por un potyvirus, produce áreas cloróticas, que se extienden gradualmente y, presentan abullonamientos que se hacen más intensos a medida que la planta envejece. También se produce disminución del crecimiento y un acortamiento de los entrenudos apicales. Las vainas pueden quedar malformadas y curvadas. Se transmite por la savia, semillas y áfidos en forma no persistente. Solamente se conoce un gen dominante para la resistencia, *By-2*, que se utiliza para desarrollar variedades resistentes (Dickson y Natti, 1978).

También afecta a la judía el virus del mosaico del pepino (Cucumber Mosaic Virus, CMV), un Cucumovirus. Las vainas pueden aparecer curvadas con moteado y con reducción de tamaño. Produce aborto de las flores, rizado foliar, moteado clorótico o verde, manchas verde oscuro y rugosidad a lo largo de los nervios. Los

tratamientos contra pulgones, eliminación de malas hierbas y de las plantas afectadas ayudan a evitar su aparición. Su principal vía de transmisión son los áfidos.

Finalmente, se debe considerar el virus del bronceado del tomate (Tomato Spotted Wilt Virus, TSWV), un Tospovirus. El crecimiento de la planta se reduce y en las vainas se observa un mosaico amarillo vivaz y áreas despigmentadas. A veces incluso presentan manchas externas oscuras y necrosis internas. Las hojas presentan mosaico verde claro-oscuro. Se produce reducción del tamaño de la hoja con lesiones necróticas. En tallos y peciolo aparecen estrías necróticas. La principal vía de transmisión son los trips (*Frankliniella occidentales* Pergande).

1.6.3.2. Enfermedades fúngicas

Hongos del suelo

Las micosis más frecuentes en el cultivo de judía verde son aquellas que provocan los siguientes síntomas: necrosis de las raíces y del cuello hasta el hipocótilo, reducción del vigor de las plantas, envejecimiento prematuro de las hojas de la base y disminución del rendimiento. Estos síntomas son causados por *Pythium ultimum* Trow, *Fusarium solani* sp. *phaseoli* Burkholder, *Rhizoctonia solani* Kühn y *Sclerotium rolfsii* Sacc. El tratamiento de las semillas con fungicidas sistémicos (tiram o maneb) resulta eficaz para evitar o retrasar la enfermedad y reducir daños.

Hongos aéreos

La roya (*Uromyces appendiculatus* Pers y Unger) es una enfermedad fúngica extendida por todo el mundo. La infección del patógeno se ve favorecida por

temperaturas entre 17-27 °C y humedad superior al 95 % (CIAT, 1982; Stavely y Pastor-Corrales, 1989). Los síntomas son más severos cuando la infección se produce en el período de prefloración y floración. A los 5 o 6 días de la infección aparecen pústulas amarillas en el haz de las hojas, que se corresponden en el envés con manchas pardas. La enfermedad es más frecuente en el ciclo otoñal de cultivo. Ha existido una coevolución del patógeno con los acervos genéticos Andino y Mesoamericano y por ello existe especificidad en los patotipos del hongo. Así, las variedades de origen Andino, son resistentes a las razas aisladas en la zona Mesoamericana y viceversa. La herencia de la resistencia es monogénica dominante y actualmente existen identificados genes procedentes del germoplasma Mesoamericano (*UR-1*, *UR-2*, *UR-3*, *UR-5*, *UR-7*, *UR-11*) y del germoplasma Andino (*UR-4*, *UR-6*, *UR-9*) (Kardin y Groth, 1989; Miklas *et al.*, 2002).

El moho gris (*Botrytis cinerea* Pers) y la podredumbre blanca (*Sclerotinia sclerotiorum* Liberty) son enfermedades fúngicas que aparecen en zonas de clima templado, siendo la fase más propicia para la infección, el comienzo del engrosamiento de las vainas. El agente desencadenante son los pétalos marchitos que quedan adheridos a los tallos y las hojas debido a la fuerte humedad. La botritis produce en las hojas manchas en cuyo centro suele estar el pétalo que sirvió de alimento al hongo, que a su vez produce manchas en la base de la planta y que evolucionan a podredumbres blancas algodonosas. La resistencia es casi siempre cuantitativa. No es probable que ocurran interacciones entre la planta y el patógeno como un resultado de coevolución, puesto que el patógeno no depende de una sola especie de plantas para su supervivencia.

La antracnosis es una enfermedad fúngica causada por el patógeno *Colletotrichum lindemuthianum* Sacc. & Magnus Bri. & Cav., ampliamente distribuida en regiones húmedas y relativamente frías. Puede llegar a ocasionar la pérdida total de la producción, según el grado de susceptibilidad del cultivo y la etapa del ciclo vegetativo en la que se produzca la infección, ya que los daños son mayores en infecciones tempranas (CIAT, 1982). Se transmite sobre todo por semilla, aunque

el hongo también puede infectar a través de restos de cultivo que permanezcan en el campo de la campaña anterior. Este patógeno causa daños en hojas, vainas y tallos. En las plantas jóvenes nacidas de granos contaminados aparecen chancros oscuros en cotiledones e hipocotilo. En plantas adultas, produce lesiones necróticas de color rojo parduzco en cuyo interior se almacenan las esporas del hongo y manchas alargadas en las hojas y tallo. Los síntomas que presentan las vainas infectadas son manchas ovaladas o circulares que con la humedad se llenan de pústulas de color rosa formadas por los órganos reproductores del hongo (Figura 1.9). A veces el hongo atraviesa la vaina y llega a contaminar la semilla, y en este caso aparecen manchas de color pardo amarillento de tamaño variable en las semillas, perdiendo su valor comercial (CIAT, 1982).



Figura 1.9. Síntomas de antracnosis en hojas y vainas

En judía se han descrito varios genes dominantes de resistencia a antracnosis (Cardenas *et al.*, 1964; Gonçalves-Vidigal y Kelly, 2006), que están presentes en las variedades diferenciales propuestas para la caracterización de las variedades patógenas del hongo (Pastor-Corrales, 1991; Kelly *et al.*, 2003). Genes Andinos: *Co-1* (Michigan DR Kidney), *Co1²* (Kaboon), *Co1³* (Perry Marrow) y *Co1⁴* (AND 277). Genes Mesoamericanos: *Co-2*, (Cornell 49-242), *Co-3* (México 222), *Co-4* (To) y *Co-4²* (SEL1308), *Co-5* (Tu, G2338 y SEL1360), *Co-6* (AB 136 y Catrachita), *Co-7* (G2333), *Co-8* (AB136), *Co-9* (BAT93), *Co-10* (Ouro Negro) y *Co-11* (Michelite).

En este patógeno existe una coevolución y especialización patógeno-centro de origen. Así, las razas de este hongo se diferencian por su origen, Andino o Mesoamericano. El estudio de los polimorfismos de ADN de las razas de antracnosis, sugiere que las de origen Andino derivaron de las de origen Mesoamericano, con una posterior adaptación de las razas a los huéspedes de la misma zona geográfica (Melotto y Kelly, 2000).

1.6.3.3. Enfermedades bacterianas

La bacteriosis de halo (*Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* Burk-Psp) o “grasa de la judía” presenta una mayor incidencia en zonas templadas o frías (Schwartz, 1989). Los primeros focos de infección en los cultivos se deben a semillas o malas hierbas infectadas y a partir de ellas se dispersan al resto de plantas por el agua o el viento. Se ha observado una menor incidencia en los cultivos asociados con maíz que en monocultivo, ya que el maíz actúa como barrera física contra la diseminación de esta bacteria (Schwartz, 1989). En el tallo produce lesiones hundidas, en el fruto lesiones inicialmente de aspecto graso que pueden coalescer y posteriormente tomar una coloración parduzca, y en las hojas aparece una pequeña lesión angular, húmeda, de aspecto aceitoso, que a temperaturas de 16-22 °C pueden estar rodeadas de un halo clorótico verde pálido o amarillo, que se debe a la inhibición de enzimas de la planta por una toxina, faseolotoxina, producida por el patógeno (Figura 1.10).

Se conocen nueve razas del patógeno: razas 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8 y 9 (Taylor *et al.*, 1996a) en función de su reacción en ocho variedades diferenciales, que presentan variación en cuanto a virulencia (Murillo *et al.*, 2003) (Tabla 1.1) debido a la cantidad de toxina producida en cada una de ellas (Taylor *et al.*, 1996a). Existen genes dominantes que controlan la resistencia en hoja (*Hbl*), vaina (*Hbp*), y planta (*Hbnc*) de forma independiente (Coyne y Schuster, 1974; Duncan *et al.*, 2008).

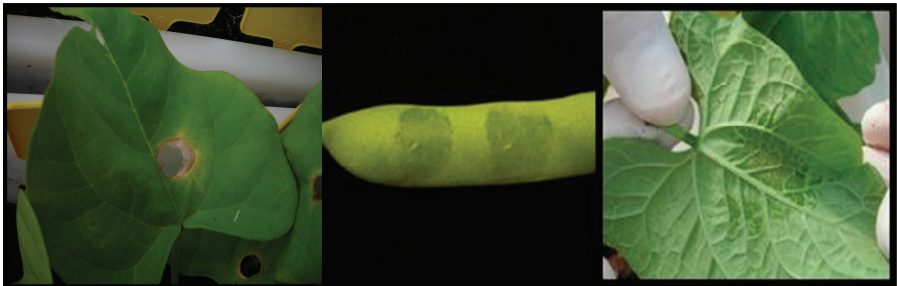


Figura 1.10. Síntomas de bacteriosis de halo en vaina y hoja

Tabla 1.1. Reacción a los cultivos diferenciales según la raza de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*

Cultivos diferenciales	Genes de resistencia	Razas/Genes <i>avr</i> ¹								
		1	2	3	4	5	6	7	8	9
		<i>avrPphF</i>			<i>avrPphF</i>			<i>avrPphF</i>	<i>avrPphF</i>	
			<i>avrPphE</i>		<i>avrPphE</i>	<i>avrPphE</i>		<i>avrPphE</i>		
				<i>avrPphB</i>	<i>avrPphB</i>					
						4				
			5						5	5
Canadian-Wonder		+	+	+	+	+	+	+	+	+
A52 (ZAA54)	4	+	+	+	+	-	+	+	+	+
Tendergreen	R3	+	+	-	-	+	+	+	+	+
Red Mexican -U13	R1, 4	-	+	+	+	-	+	-	+	-
1072	R2	+	-	+	-	-	+	-	+	+
A53 (ZAA55)	R3, 4	+	+	-	-	-	+	+	+	+
A43(ZAA12)	R2, R3, 4, 5	+	-	-	-	-	+	-	-	-
Guatemala196-B	R1, R3, 4	-	+	-	-	-	+	-	+	-

¹+ = respuesta susceptible del cultivar, - = respuesta resistente del cultivar

La bacteriosis común (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* E.F. Smith Dowson) o “quema bacteriana de la judía”, presenta una mayor incidencia en condiciones de pluviometría y humedad elevadas. El patógeno penetra a través de los estomas de las hojas y heridas, o a través de la sutura de la vaina. Se manifiesta como pequeñas áreas húmedas de color verde que al crecer adquieren un aspecto pardo rodeado de un halo amarillo dando el aspecto de hoja quemada (Figura 1.11), que puede avanzar invadiendo todo el foliolo. En el tallo, aparecen estrías rojizas y en las vainas aparecen al principio pequeñas lesiones húmedas de color verde oscuro

que pueden secarse, rehundirse y tomar una coloración rojo ladrillo que se extiende del centro hasta el borde (Saettler, 1989). La resistencia es cuantitativa, con pocos genes implicados, con efectos aditivos y/o dominantes y de baja heredabilidad. Además se ha determinado la existencia de genes para la resistencia en hoja y vaina (Coyne, 1974; Arnaud-Santana *et al.*, 1994; Perry *et al.*, 2008; Mutlu *et al.*, 2008). Los mayores niveles de resistencia a esta enfermedad se han encontrado en la judía “Tepary bean” (*P. acutifolius*) (Coyne y Schuster, 1973; Yoshii *et al.*, 1978; Singh y Muñoz, 1999) y la judía escarlata (*P. coccineus*) (Miklas *et al.*, 1994). Estas fuentes de resistencia se han transferido a la judía común mediante la piramidación de genes, como es el caso de las variedades XAN 159 y VAX 3.



Figura 1.11. Síntomas de bacteriosis común en hoja

1.6.4. Plagas

Las plagas no ocasionan daños tan graves en el cultivo de la judía verde como las enfermedades. Sin embargo, muchas plagas además de ocasionar daños directos provocando el debilitamiento de las plantas, provocan daños indirectos actuando como vectores transmisores de enfermedades, siendo el daño mucho más importante en plantas infectadas antes de la floración. Las plagas que más perjudican al cultivo de la judía son los trips (*Frankliniella occidentales* Pergande), mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), pulgón (*Aphis fabae*

Scopoli), salta hojas (*Empoasca fabae* Harris), el picudo de vaina (*Apion godmani* Wagner) y la araña roja (*Tetranychus cinnabarinus* Boisduval) (Figura 1.12).

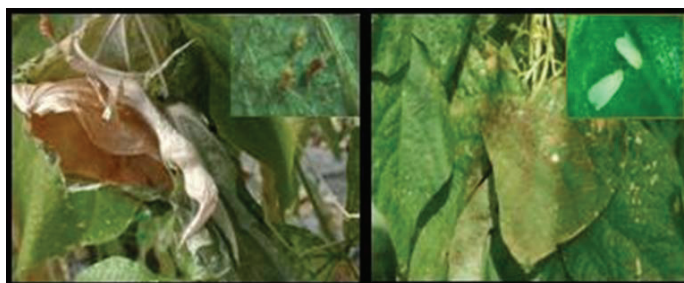


Figura 1.12. Síntomas de plagas (araña roja y mosca blanca) que afectan al cultivo de la judía

1.7. Marcadores moleculares y su aplicación en la mejora genética de judía

Las aplicaciones de los marcadores moleculares son muy diversas. Así, se emplean en la diferenciación de individuos, discriminación entre clones, análisis filogenéticos y taxonómicos, mapeo de genomas, cuantificación de variabilidad génica intra e interespecífica, mejora genética, detección de infecciones o propensión a sufrirlas, y resistencia a enfermedades (Tanksley, 1983).

Muchos de los aspectos de la mejora genética de judía se han beneficiado de la aplicación de los marcadores moleculares. El análisis de la diversidad genética se ha basado en información obtenida con proteínas de semilla (Gepts *et al.*, 1986; Koenig *et al.*, 1990; Brown *et al.*, 1982), isoenzimas (Koenig y Gepts, 1989; Singh *et al.*, 1991b; Santalla *et al.*, 2002), RFLPs (Restriction Fragment Length Polymorphisms) (Becerra-Velásquez y Gepts, 1994; De Meaux *et al.*, 2003) mtADN (Mitochondrial ADN) (Khairallah *et al.*, 1990, 1992), RAPDs (Haley *et al.*, 1994; Skroch y Nienhuis, 1995; Freyre *et al.*, 1996; Beebe *et al.*, 2000; Galván *et al.*, 2001, 2006; Franco *et al.*, 2001; Maciel *et al.*, 2001), AFLPs (Amplified Fragment Length Polymorphisms) (Tohme *et al.*, 1996; Papa y Gepts, 2003; Rosales-Serna *et*

al., 2005), secuencia génicas (faseolina: Kami *et al.*, 1995; Mc Clean *et al.*, 2004), SSRs (Yu *et al.*, 1999; Guo *et al.*, 2000; Métais *et al.*, 2002; Gaitán-Solís *et al.*, 2002; Galván *et al.*, 2003; Masi *et al.*, 2003; Blair *et al.*, 2003, 2006a, 2008; González *et al.*, 2005) y STS (Sequence Tagged Sites) (Murray *et al.*, 2002). Además, los marcadores moleculares han permitido el mapeo genético y el análisis de QTLs (Quantitative Trait Loci) en judía para resistencia a enfermedades (Nodari *et al.*, 1993; Miklas *et al.*, 2001; Liu *et al.*, 2008), calidad (Posa-Macalincag *et al.*, 2002) y estrés abiótico (Yan *et al.*, 2004). También se ha empleado la selección asistida por marcadores (MAS, Marker Assisted Selection, Arus y Moreno-González, 1993; Tanksley, 1983) en diferentes programas de mejora genética de judía (Kelly *et al.*, 2003; Miklas *et al.*, 2006), y existe una lista de marcadores tipo SCAR (Sequence Characterized Amplified Region) disponibles (Miklas, 2005).

Como herramientas de selección, los marcadores moleculares tienen las siguientes ventajas: 1) detección en fase muy temprana del desarrollo, lo que permite el análisis de poblaciones segregantes de gran tamaño y reducir gastos de cultivo y personal, dos importantes problemas de las explotaciones agrícolas, y 2) su nivel de variación sólo depende del genotipo, esto es, de la secuencia de ADN de cada uno de los alelos de cada locus marcador, no existiendo por tanto dependencia de factores ambientales que enmascaran la expresión de los caracteres.

Sin embargo, uno de los factores limitantes para la aplicación en mejora genética de los marcadores moleculares es claramente, la ausencia de marcadores disponibles basados en técnicas de PCR, altamente polimórficos, reproducibles y localizados en específicas regiones del genoma próximos a genes de interés agronómico. En el genoma de la judía se han descrito marcadores tipo SSR que han facilitado el análisis de diversidad y mejorado la densidad de los mapas genéticos, en los cuales se han empezado a localizar QTLs asociados a distintos caracteres de interés agronómico (Freyre *et al.*, 1998; Kelly *et al.*, 2003; Blair *et al.*, 2006b, c). Hay que hacer una mención especial por su repercusión inmediata en la mejora vegetal, a la identificación y desarrollo de marcadores ligados a caracteres de importancia agronómica (producción, resistencias a patógenos, calidad, etc.)

(Capel *et al.*, 2000). Junto a la naturaleza codominante de un marcador, su poder diagnóstico depende de la distancia genética que éste mantiene respecto al gen de interés. La metodología de análisis en poblaciones segregantes o BSA (Bulk Segregant Analysis), descrita por Michelmore *et al.* (1991), está proporcionando los mejores resultados en la búsqueda de marcadores útiles en programas de selección, toda vez que permite, con algunas variaciones, modificar el número y composición de los conjuntos de plantas a analizar y reducir las estimas de ligamiento genético entre el gen y el marcador ligado (Noguera *et al.*, 2005). Todo ello se ve favorecido por la utilización de marcadores altamente polimórficos y distribuidos homogéneamente en el genoma, tal es el caso de los microsatélites, o que puedan ser detectados en número elevado en cada reacción, caso de los AFLPs.

Una de las causas de la baja producción en judía es el reducido e inestable rendimiento que tiene el cultivo, siendo las enfermedades uno de los factores más importantes, ya que afectan a la mayor parte de las zonas productoras del mundo. La judía común tiene una alta susceptibilidad a enfermedades víricas bacterianas y fúngicas, de ahí la importancia de introducir genes de resistencia como la mejor forma de control de las enfermedades, para evitar así el uso excesivo de agroquímicos y llevar a cabo una producción más sostenible. Entre las enfermedades más importantes que afectan al cultivo de judía están el virus del mosaico común o BCMV, las bacteriosis y la enfermedad fúngica antracnosis.

Existen diferentes marcadores moleculares (<http://www.ars.usda.gov>) que pueden ser utilizados en programas de mejora genética de la resistencia a patógenos. Entre ellos, los más eficientes y utilizados para estudiar la resistencia al virus del mosaico común son el SCAR SW13 que amplifica un fragmento de 690 pares de bases (pb) y está ligado en acoplamiento con el gen *I* a 1,3-5 cM (Melotto *et al.*, 1996; Vallejos *et al.*, 2006), y el SCAR ROC11 que amplifica un fragmento de 420 pb y está ligado en repulsión con el gen *bc-3* a 2,9 cM (Haley *et al.*, 1994; Mukeshimana *et al.*, 2005). En el caso de la resistencia a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* son los SCAR SAP6 que se encuentra en el grupo de ligamiento B10,

SU091 en el grupo de ligamiento B8, y BC420 en el grupo de ligamiento B6 (Miklas *et al.*, 1996; Yu *et al.*, 1998; Kelly y Miklas, 1999).

Existen diferentes marcadores SCAR/RAPD para los genes de resistencia a antracnosis como son el SCAR SCH20 el cual amplifica un fragmento de 450 pb y que está ligado en acoplamiento a 5,4-7,7 cM al gen de resistencia *Co-2*, el SCAR SAS13 que amplifica un fragmento de 950 pb y que está ligado en acoplamiento a 3,1-4,5 cM al gen *Co-4*, el RAPD OF10₅₃₀ ligado en repulsión a 1,9 cM al gen *Co-1*, el RAPD OAB3₄₅₀ ligado en acoplamiento a 2,9 cM al gen *Co-5* (Adam-Blondon *et al.*, 1994; Young y Kelly, 1997; Young *et al.*, 1998). El SCAR SBB14 se asocia con el alelo *Co-4*² del gen *Co-4* situado en el grupo de ligamiento B8, que ha demostrado ser de los más efectivos entre los genes de resistencia caracterizados hasta el momento (Balardin y Kelly, 1998; Rodríguez-Suárez *et al.*, 2007).

1.8. Justificación y objetivos del trabajo

La competitividad de las judías españolas, en el mercado nacional e internacional, supone el fomento de la calidad comercial de las mismas, en comparación con las judías importadas, lo cual implica un valor añadido e incrementa el precio que alcanzan en el mercado. Es patente el creciente interés que los consumidores demuestran por una mayor calidad y una mejor información sobre la naturaleza, los métodos de producción y las características específicas de las legumbres, valorando el origen geográfico de las mismas, por lo que debe ofrecerse al consumidor una información clara y concisa sobre las características específicas del producto.

Uno de los principales objetivos que se plantean en el manejo de germoplasma es cuantificar la variabilidad genética existente, lo que implica una evaluación del material de partida, ya que es necesario que exista variabilidad suficiente para poder iniciar un programa de selección y mejora. Una fuente de esta variabilidad genética se encuentra en las variedades locales asociadas a una agricultura

tradicional, mantenida con escasas modificaciones por parte del agricultor. En la MBG-CSIC existe una amplia colección de germoplasma de judía, con 1837 poblaciones locales, que es el material base de la presente investigación.

Galicia, en los años 2003 y 2004, fue la primera y la segunda comunidad autónoma de España, respectivamente, con mayor rendimiento al aire libre de judía verde, y tercera en cuanto a producción (2004). La producción, como ya se ha dicho, está orientada mayoritariamente al mercado fresco, centrándose principalmente en la clase comercial de judía de enrame verde y plana. La judía de vaina amarilla y plana tiene un valor de mercado superior, en torno al 30 o 40% mayor que el de vaina verde. Existen diferentes estudios de mejora genética realizados en judía de vaina de color verde (Bedford, 1976; Natarajan y Arumugan, 1979; Joshi y Mehra, 1983; Ramírez y Dessert, 1984). Sin embargo, apenas se han llevado a cabo programas de mejora genética de judía de vaina de color amarillo. Por esta razón, el número de variedades comerciales de judía de vaina amarilla plana es escaso cuando se compara con el número de variedades de judía de vaina verde plana.

Lo anteriormente expuesto, justificaría la introducción de variedades mejoradas de judía de enrame de vaina amarilla plana, adaptadas a las condiciones ambientales de las zonas de producción, que presenten buena calidad, rendimiento elevado y con cierta resistencia genética a las principales enfermedades.

La finalidad global del presente trabajo es el desarrollo de material genético mejorado -nuevas variedades de judía hortícola de vaina amarilla- mediante la utilización de los recursos genéticos de la especie conservados en la colección del banco de germoplasma de la MBG-CSIC. Esta finalidad se desarrolla en los siguientes objetivos específicos:

1. Evaluación de la diversidad fenotípica en caracteres agronómicos, en diferentes zonas de producción, ambientes y fechas de siembra, de variedades hortícolas de judía de vaina amarilla plana.

2. Evaluación de la diversidad fenotípica en caracteres de calidad sensorial de vaina, en diferentes zonas de producción, ambientes y fechas de siembra de variedades hortícolas de judía de vaina amarilla plana.
3. Evaluación de la reacción frente a los patógenos causantes de antracnosis (*Colletotrichum lindemuthianum* L.), bacteriosis común (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseolicola*) y de halo (*Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*), y virus del mosaico común y necrótico de variedades hortícolas de judía de vaina amarilla plana.
4. Identificación de los genes causantes de resistencia a antracnosis y el virus del mosaico común y necrótico, con la aplicación de marcadores moleculares, en las variedades de judía de vaina amarilla plana.
5. Selección intravarietal de líneas puras de judía de vaina amarilla plana como base de un programa de mejora genética de la calidad comercial, rendimiento y resistencia a las principales enfermedades que afectan al cultivo.

MATERIAL





2.1. Localización de los ensayos experimentales

Las evaluaciones de campo y protegidas bajo invernadero de las variedades locales de vaina amarilla plana se realizaron durante los años 2003 y 2004 en Salcedo y Tomiño (Pontevedra) (Figura 2.1.). En Salcedo, se llevaron a cabo en la parcela experimental Huerta II de la Misión Biológica de Galicia-CSIC (MBG-CSIC) de 7000 m² de extensión, perteneciente a la Diputación Provincial de Pontevedra, (altitud 30 msnm, 42° 26' N y 8° 38' O). En el cultivo bajo protección se empleó un invernadero de plástico de 400 m². En Tomiño, el ensayo en campo se realizó en la finca “Regueiro da Torre” de 2500 m² perteneciente a la empresa Xibao SAT, (altitud 40 msnm, 41° 59' N y 8° 46' O), y en el cultivo protegido se empleó un invernadero de plástico de 400 m².

El estudio de la reacción a enfermedades fue realizado en los laboratorios e invernaderos de la MBG-CSIC.

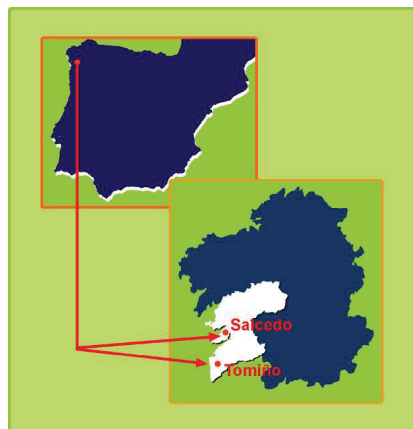


Figura 2.1. Situación de las parcelas experimentales de Salcedo y Tomiño

Respecto a la evaluación preliminar de plantas individuales para la selección de líneas de mejora, se llevó a cabo en invernadero de plástico en la MBG-CSIC, en Salcedo, en 2004.

2.2. Material biológico

Desde el año 1987 se está llevando a cabo, por el Grupo de Leguminosas de la MBG-CSIC, un programa de recolección, conservación y evaluación de variedades locales de judía común (De Ron *et al.*, 1997) con el fin de conocer la diversidad genética existente, como base para estudios genéticos, y el desarrollo de programas de mejora. Las semillas de las variedades se conservan en cámara a 5°C de temperatura y 40% de humedad relativa. Algunas de las variedades fueron suministradas por el Centro de Recursos Fitogenéticos (CRF-INIA) (Alcalá de Henares, Madrid) y se nombran con el código BGE. Las variedades locales del banco de germoplasma de la MBG-CSIC se nombran con el código PHA y las líneas puras con el código PMB, seguido por un número de registro.

La evaluación en campo e invernadero, en diferentes años y ambientes, así como la reacción frente a las principales enfermedades que afectan al cultivo, se llevó a cabo en 35 variedades locales de judía de vaina amarilla plana y siete líneas puras, cuya procedencia geográfica se muestra en la Tabla 2.1. Asimismo, en la evaluación de campo e invernadero, se usaron cinco variedades comerciales, destinadas para su uso por la vaina inmadura, como testigos de valor agronómico (Tabla 2.2). En el estudio de la reacción a enfermedades se emplearon testigos resistentes y susceptibles para cada enfermedad (Tabla 2.3).

Tabla 2.1. Procedencia geográfica de las variedades locales y líneas puras de judía de vaina amarilla plana

Código MBG-CSIC	Código CRF-INIA	Procedencia
PHA-0038	BGE-004501	Bragança, Portugal
PHA-0050	BGE-004519	Bragança, Portugal
PHA-0068	BGE-005041	Bragança, Portugal
PHA-0099	BGE-005355	Bragança, Portugal
PHA-0167	BGE-003087	Ortigueira (A Coruña)
PHA-0177	BGE-003253	Vilares (Toques, A Coruña)
PHA-0192	BGE-003472	Laxe (A Coruña)
PHA-0217		Banga (Carballiño, Ourense)
PHA-0228		Toural (Pontevedra)
PHA-0266		Rábade (Lugo)
PHA-0272		Quines (Melón, Ourense)
PHA-0275		Bande (Ourense)
PHA-0283		Parada de Ribeira (Xinzo, Ourense)
PHA-0287		Abedes (Verín, Ourense)
PHA-0347		Vilariño (Cambados, Pontevedra)
PHA-0394		Herbón (Padrón, A Coruña)
PHA-0402		Santoseso (Candamo, Asturias)
PHA-0417		Cela (Mos, Pontevedra)
PHA-0436		Ribaforada (Navarra)
PHA-0453		Mourisca (Viana do Bolo, Ourense)
PHA-0460	BGE-004616	Chaves (Portugal)
PHA-0465	BGE-004645	Montalegre (Portugal)
PHA-0597		León
PHA-1075		Grolos (Guntín, Lugo)
PHA-1132	BGE-003241	La Riera (Colunga, Asturias)
PHA-1133	BGE-003645	Navia de Suarna (Lugo)
PHA-1134	BGE-003997	Aquilera (Bayubas de Abajo, Soria)
PHA-1135	BGE-004022	Riomanzanas (Figueroela, Zamora)
PHA-1136	BGE-004469	Médulas (Carucedo, León)
PHA-1137	BGE-004496	San Lorenzo (Tabara, Zamora)
PHA-1411		Montelargo (San Ciprián, Ourense)
PHA-1412		Britelo (Portugal)
PHA-1415		Valera de Abajo (Las Valeras, Cuenca)
PHA-1417		León
PHA-1418		Mirandela (Bragança, Portugal)
PMB-0063		PHA-0272-01
PMB-0064		PHA-0272-02
PMB-0066		PHA-0272-10
PMB-0068		PHA-0272-13
PMB-0069		PHA-0272-14
PMB-0070		PHA-0272-16
PMB-0073		PHA-0272-17

Tabla 2.2. Variedades comerciales de judía de vaina amarilla plana utilizadas como testigos para ensayos agronómicos y de calidad comercial de vaina

Variedad	Origen comercial
Dorada de Aragón	Rocalba
Felisa	Rocalba
Maravilla de Venecia	Batlle
Maravilla de Venecia Rapit	Batlle
Oro del Rhin	Verón

Tabla 2.3. Variedades de judía utilizadas como testigos en la evaluación de resistencia a enfermedades

Testigos	Reacción a enfermedades	Origen
Jules	Bacteriosis de halo (R)	Universidad de Idaho. USA
Othello	Bacteriosis de halo (R)	Universidad de Idaho. USA
Edmund	Bacteriosis de halo (R)	Universidad de Idaho. USA
Tendergreen	Bacteriosis de halo (R)	Universidad de Navarra
Ika Pijao	Bacteriosis común y de halo (S)	CIAT, Cali. Colombia
Vax-3	Bacteriosis común (R), BCMV (R)	Universidad de Idaho. USA
Catrachita	Antracnosis (R) Razas 7,17,23,102	Universidad de Idaho. USA
A 493	Antracnosis (R) Razas 7,17,23,102	Universidad de Idaho. USA
Uswa 13	Antracnosis (S) Razas 7,17	USDA. Washington. USA
Weihing	Antracnosis (R) Raza 39	Universidad de Idaho. USA
Chinook 2000	Antracnosis (R) Razas 23,39,55,65,448,1545	Universidad de Idaho. USA
Alert	Antracnosis (R) Raza 23	Universidad de Idaho. USA
Beluga	Antracnosis (R) Razas 65,73	Lansing, Michigan. USA
Uspt-Ant-1	Antracnosis (R) Razas 73,102,1545	Universidad de Idaho. USA
Cornell	Antracnosis (S) Razas 1545,73	USDA. Washington. USA
Sanilac	BCMV (R)	USDA. Washington. USA
Matterhorn	BCMV (R), BCMNV (R)	Universidad de Idaho. USA
Wilkinson-2	BCMV (S)	Universidad de Idaho. USA
Common Pinto	Susceptible universal	Universidad de Idaho. USA

MÉTODOS





3.1. Climatología

La zona de ensayos, según la clasificación de Papadakis (MAPA, 2007), se podría clasificar como de clima oceánico propio de las zonas templadas, con gran dinamismo de corrientes marinas y vientos con cierto componente Mediterráneo marítimo, debido a la influencia de las corrientes cálidas que alcanzan esta costa. Se caracteriza por temperaturas suaves y abundantes lluvias, debido a la proximidad al Océano Atlántico (Figura 3.1). Los inviernos son suaves y los veranos frescos con una oscilación térmica anual pequeña (10°C de media). De acuerdo a los datos tomados en las estaciones meteorológicas de la MBG-CSIC (Salcedo) y Currás Gándara (Tomiño), en el periodo 1980-2006, la temperatura media fue de $14,3^{\circ}\text{C}$ y la pluviometría media anual de 1732 mm en Salcedo, mientras que la temperatura media fue de $13,6^{\circ}\text{C}$ y la pluviometría media anual de 1384 mm en Tomiño.

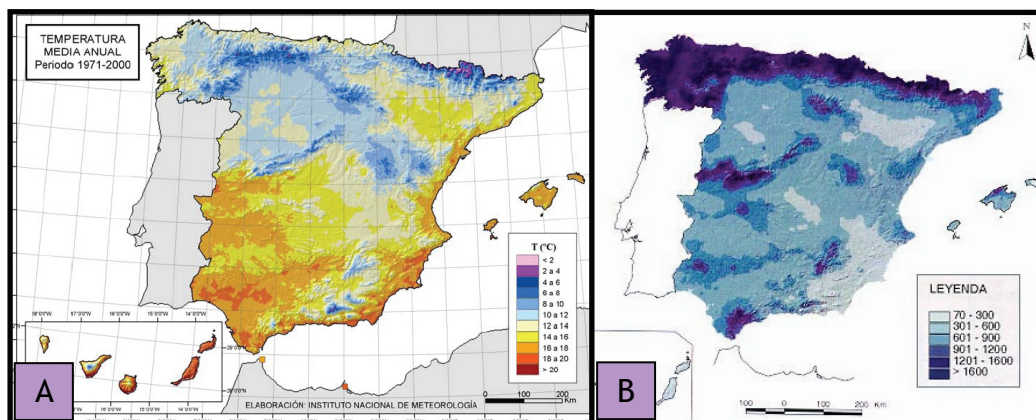


Figura 3.1. (A) Mapa de clima y (B) mapa de precipitación

Las temperaturas mensuales y la precipitación durante los ensayos experimentales llevados a cabo en Salcedo y Tomiño y en los dos años se indican en los Anexos 1 y

2. Los valores de temperatura media y precipitación en los años 2003 y 2004 de las diferentes fechas de siembra utilizadas en los ensayos experimentales se representan en las Tablas 3.1 y 3.2.

Tabla 3.1. Temperatura media y precipitación correspondiente al periodo de establecimiento en el campo en las diferentes fechas de siembra en la localidad de Pontevedra durante 2003 y 2004

Salcedo (MBG-CSIC)	2003	2004	2003	2004
	Temperatura (°C)		Precipitación (mm)	
Fecha de siembra precoz (febrero-marzo)	14,3	13,2	596	269
Fecha de siembra normal (mayo-junio)	24,0	23,7	320	287
Fecha de siembra tardía (agosto-septiembre)	14,0	12,4	1034	674

Tabla 3.2. Temperatura media y precipitación correspondiente al periodo de establecimiento en el campo en las diferentes fechas de siembra en la localidad de Tomiño durante 2003 y 2004

Tomiño	2003	2004	2003	2004
	Temperatura (°C)		Precipitación (mm)	
Fecha de siembra precoz (febrero-marzo)	15,8	15,5	466	304
Fecha de siembra normal (mayo-junio)	18,3	18,3	332	538
Fecha de siembra tardía (agosto-septiembre)	15,1	14,0	683	630

3.2. Labores culturales

3.2.1. Labores preparatorias de la parcela

En los ensayos experimentales de campo e invernadero realizados en las localidades de Tomiño y Salcedo se llevó a cabo una labor con arado de vertedera, añadiéndose los fertilizantes químicos (Tabla 3.3). Posteriormente, se realizó una labor con grada de discos para facilitar la penetración de los fertilizantes, y finalmente se hizo una labor de fresado.

Tabla 3.3. Dosis de fertilizantes administrados

Composición	Nutrientes aportados	Origen comercial
15% N/15% P ₂ O ₅ / 15% K ₂ O	60 kg/ha de N, P ₂ O ₅ y K ₂ O	Fertimón
50% K ₂ O / 46% SO ₃	200 kg/ha de K ₂ O 184 kg/ha de SO ₃	Fertimón

3.2.2. Labores de siembra

Previamente a la siembra, para evitar en lo posible la presencia de hongos que afecten a la germinación, la semilla se trató con el fungicida Fernide (Tirám 80%). Cada parcela experimental se marcó con estaquillas y etiquetas para su identificación. Todas las parcelas fueron entutoradas debido al hábito de crecimiento indeterminado trepador de las variedades empleadas en este estudio. Las fechas de siembra de los ensayos experimentales llevados a cabo en las dos localidades y en los dos años se muestran en la Tabla 3.4.

Tabla 3.4. Fechas de siembra de los ensayos experimentales llevados a cabo en las dos localidades de Salcedo y Tomiño durante los años 2003 y 2004

Fecha de siembra	Condiciones de cultivo	Salcedo		Tomiño	
		2003	2004	2003	2004
Precoz	Trasplante-bajo protección	21 febrero	20 febrero	27 febrero	10 marzo
Normal	Siembra directa	15 mayo	14 mayo	13 junio	-
Tardía	Trasplante-bajo protección	17 septiembre	27 agosto	01 septiembre	23 julio

3.2.3. Labores de cultivo

Se realizó aclareo manual cuando las plantas presentaban la tercera hoja trifoliada expandida, además de escardas manuales continuas para la limpieza de la vegetación entre plantas y parcelas. Las parcelas se trataron con zzAphox (Pirimicarb, 50% p/p) para pulgón (*Aphis sp.*), Babosil (Metaldehido 5%) para evitar la presencia de babosas (*Limax sp.*), Align (Azadiractrin 3,2%) para combatir la presencia de trips (*Frankliniella occidentalis*), y también con Nexter (Pyridaben 20%) para evitar la presencia de araña roja (*Tetranychus sp.*).

3.3. Diseño experimental

El diseño experimental empleado en los ensayos de evaluación agronómica, de calidad y de resistencia a enfermedades de las variedades locales de judía de vaina amarilla plana, fue en bloques al azar con dos repeticiones. Cada repetición incluyó 47 tratamientos: 35 variedades locales, siete líneas puras y cinco variedades comerciales utilizadas como testigos de valor agronómico. Los ensayos

de evaluación agronómica y de calidad se realizaron en tres fechas de siembra, dos localidades y dos años.

La parcela experimental en los ensayos bajo protección constó de un surco, con siete plantas, con una separación de 0,5 m entre plantas y 0,8 m entre surcos. En los ensayos de campo, cada parcela estuvo formada por dos surcos con ocho plantas en cada uno, con una separación de 0,5 m entre plantas y de 0,8 m entre surcos. Para eliminar el efecto borde se incluyó un surco en los extremos de cada bloque. La densidad de cultivo fue de 25000 pl/ha.

3.4. Estudio fenotípico del material genético: evaluación agronómica, de calidad comercial y morfológica

En la evaluación de las variedades locales de judía de vaina amarilla y plana, se analizó la expresión fenotípica de caracteres ampliamente utilizados en la evaluación de germoplasma, que aportan información de interés en distintos aspectos de la variación presente en el material genético:

1. Caracteres agronómicos: caracteres cuantitativos medidos tanto en la planta como en la vaina inmadura, importantes para conocer el comportamiento agronómico del material genético, determinar la duración del ciclo vegetativo, y que están relacionados directamente con el rendimiento.
2. Caracteres de calidad comercial: caracteres cuantitativos medidos en la vaina inmadura, y que determinan la valía del material genético para su comercialización.
3. Caracteres morfológicos: caracteres cualitativos medidos en la planta y en la vaina inmadura, y que permiten una descripción de la variabilidad genética existente en el material estudiado.

A continuación se describen los caracteres evaluados, así como los procedimientos seguidos para la toma de datos, los cuales se midieron en cada unidad experimental.

3.4.1. Caracteres agronómicos determinados en la planta (CIAT, 1983; Genchev y Kiryakov, 2005)

1. Vigor temprano. Este carácter se toma observando todas las plantas de la parcela experimental antes del inicio de la floración mediante una escala subjetiva de uno a nueve (1 = poco vigor y 9 = alto vigor).
2. Uniformidad. Es el grado de semejanza en el desarrollo que tuvieron las plantas de la misma parcela, y se empleó una escala subjetiva de uno a dos (1 = poco uniforme y 2 = totalmente uniforme).
3. Inicio de enrame. Días transcurridos desde la siembra hasta que el 80% de las plantas de la parcela empiezan su crecimiento vegetativo.
4. Fin de enrame. Días transcurridos desde la siembra hasta que el 80% de las plantas de la parcela finalizan su crecimiento vegetativo.
5. Duración del enrame. Días transcurridos desde el inicio del enrame hasta el fin del enrame.
6. Primera flor. Días transcurridos desde la siembra hasta que aparece la primera flor abierta en la parcela.
7. Inicio de la floración. Días transcurridos desde la siembra hasta que el 50% de las plantas de la parcela presentan la primera flor abierta.

3.4.2. Caracteres agronómicos determinados en la vaina inmadura (Puerta Romero, 1961)

1. Inicio de recolección de la vaina inmadura. Días transcurridos desde la siembra hasta que se realiza la primera cosecha de vainas inmaduras.
2. Fin de recolección de la vaina inmadura. Días transcurridos desde la siembra hasta que se realiza la última cosecha de vaina inmaduras.
3. Duración de la recolección. Días transcurridos desde el inicio de recolección hasta el fin de recolección de la vaina inmadura.
4. Masa de las vainas inmaduras recolectadas. Masa total de las vainas inmaduras recolectadas en cada día de cosecha, expresada en gramos. La recolección de vaina inmadura se llevó a cabo 2-3 veces por semana durante el período de maduración.
5. Número de granos por vaina. Es la media del número de granos por vaina de 20 vainas, no contabilizando los granos abortados.
6. Rendimiento de vaina inmadura. Es la relación existente entre la masa total de vainas inmaduras cosechadas durante el ciclo de maduración y el número de plantas productoras de cada parcela experimental, expresándolo en g plant^{-1} .

3.4.3. Caracteres de calidad determinados en la vaina inmadura (Escribano *et al.*, 1997)

1. Cuerda de la vaina. Distancia interior media, expresada en milímetros, de 20 vainas inmaduras (Figura 3.2).

2. Longitud de la vaina. Longitud media, expresada en milímetros, de 20 vainas inmaduras completamente estiradas.
3. Cuerda/longitud de la vaina. Determina el grado de curvatura de la vaina:
> 0,95 = vainas rectas, 0,94-0,90 = vainas casi rectas, < 0,90 = vainas curvadas.

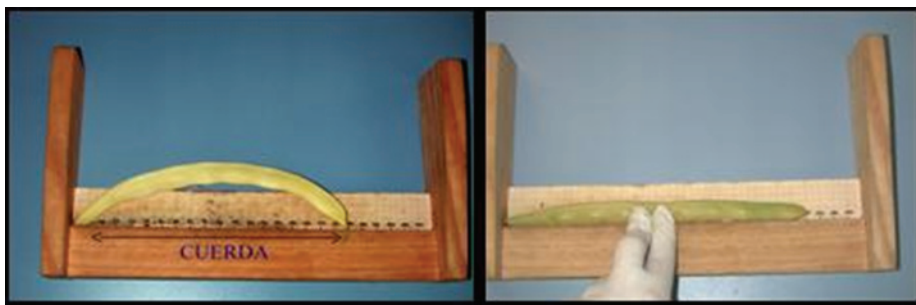


Figura 3.2. Dimensiones de la vaina inmadura

4. Anchura de la vaina. Anchura media de 20 vainas medida al nivel del segundo grano partiendo del ápice, expresada en milímetros (Figura 3.3).
5. Grosor de la vaina. Medida del grosor medio de 20 vainas tomado entre el segundo y tercer grano partiendo del ápice, expresado en milímetros (Figura 3.3).
6. Grosor E de la vaina. Medida del grosor medio de 20 vainas tomado en el segundo grano partiendo del ápice, expresada en milímetros (Figura 3.3).



Figura 3.3. Dimensiones de la anchura y grosor de la vaina inmadura

7. Textura tenderométrica. Se define como la resistencia media que oponen 55 g de vainas inmaduras al cizallamiento y compresión, expresadas en grados tenderométricos americanos ($\text{libras/pulgada}^2 = \text{kg/cm}^2 \cdot 72$). Para medir este carácter se utilizó un tenderómetro (Fata Food). La muestra se somete a un proceso de cocción de 2 min a partir de la ebullición, posterior enfriamiento de 2 min en agua fría, y posteriormente se introduce en el tenderómetro.
8. Proporción de sólidos solubles. El jugo extraído de una muestra de vainas inmaduras de cada parcela experimental se mide con un refractómetro calibrado (RHB-32ATC).
9. Hebra de la vaina. Se evaluó la presencia de fibras en la sutura ventral y dorsal de la vaina, en función de la rotura de una muestra de vainas inmaduras de cada parcela experimental, de acuerdo a una escala subjetiva de 1 a 9 (1 = ausencia y 9 = presencia elevada de fibras).
10. Índice de la vaina. Estima el grado óptimo de maduración de la judía. El valor del índice se calcula mediante la siguiente fórmula $[\text{Peso total de las semillas} / \text{peso total de las vainas}] \times 100 \times 100 - \text{longitud de la semilla}$ utilizando 10 vainas recogidas al azar de cada parcela experimental (Silbernagel y Drake, 1978).

3.4.4. Caracteres morfológicos determinados en la planta (CIAT, 1983)

1. Color del tallo. Se determinó la presencia de antocianina (color rojo) en el tallo de la planta. Se valora su presencia en el tallo mediante un escala subjetiva de 1 a 9 (1 = verde y 9 = rojo).
2. Color del estandarte de la flor. Para asignar el color al estandarte de la flor, se empleó la siguiente escala: 1 = blanco, 2 = rosa, 3 = púrpura (Figura 3.4).
3. Color de las alas de la flor. Para asignar el color a las alas de la flor se empleó la siguiente escala: 1 = blanco, 2 = rosa, 3 = púrpura (Figura 3.4). El color de la flor puede ser uniforme en toda la corola o bien presentar en el estandarte un color un poco más intenso que las alas.



Figura 3.4. Descripción del color de las alas y del estandarte de la flor

3.4.5. Caracteres morfológicos determinados en la vaina inmadura (Genchev y Kiryakov, 2005)

1. Color de la vaina. En este estudio todas las variedades son de color amarillo. Se estableció el valor para el color amarillo = 1.

2. Intensidad del color de la vaina. Es la tonalidad que presenta el color amarillo en la vaina inmadura. Se estableció una escala subjetiva de 3 a 7 (3 = amarillo claro, 4 = amarillo medio, y 7 = amarillo oscuro).
3. Color secundario de la vaina. Es la ausencia o presencia, y en que grado aparece, el color secundario de la vaina según una escala subjetiva de 1 a 9 (1 = ausente y 9 = presente).
4. Matiz del color secundario. Es el color que aparece en la vaina inmadura como secundario. Se estableció el valor 1 = rojo y 2 = verde.
5. Densidad de las manchas del color secundario. Es la forma en la que aparece dispuesto en la vaina inmadura el color secundario. Se estableció una escala de 1 a 7: 1-3 = dispersas, 3-5 = medio y > 5 = densas.
6. Forma de la curvatura de la vaina. Es la forma que presenta la vaina inmadura. Se establecieron 3 categorías: 1 = cóncava (las semillas se disponen en la sutura ventral), 2 = vaina en forma de S, y 3 = convexa (las semillas se disponen en la sutura dorsal).
7. Forma de la parte distal de la vaina. Forma que presenta la parte distal de la vaina inmadura (Figura 3.5). Se estableció una escala subjetiva de 1 a 3 ($\leq 1, 2$ = agudo, $1, 2-3$ = agudo a truncado, y ≥ 3 = truncado).
8. Longitud del pico de la vaina. El pico de la vaina, es el extremo macizo del ápice de la vaina, que arranca desde el punto donde la vaina deja de ser hueca (Puerta Romero, 1961) (Figura 3.5). Para medir el carácter longitud del pico de la vaina inmadura, se utilizó una escala subjetiva de 2 a 7 según el tamaño del pico (≤ 4 = corto, $4-6$ = medio, y ≥ 6 = largo).

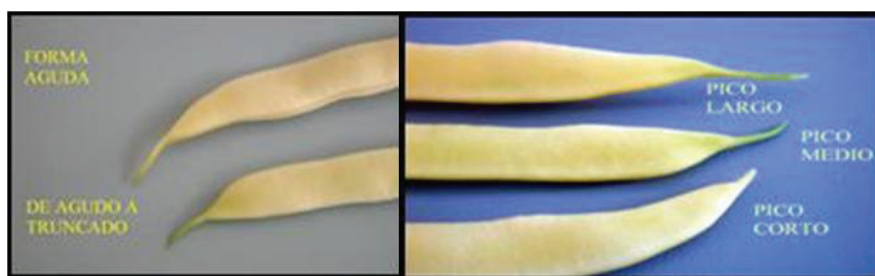


Figura 3.5. Forma distal y longitud del pico de la vaina

9. Curvatura del pico. Forma que presenta el pico de la vaina inmadura, de acuerdo a una escala subjetiva de 1 a 9 (< 2 = muy débil, 2-4 = débil, 4-5,9 = curvatura media, 6-7 = marcada, y > 7 = muy marcada).
10. Textura de la superficie de la vaina. La textura de la superficie de la vaina inmadura puede ser lisa o rugosa. Se midió de acuerdo a una escala subjetiva desde 1 a 5 ($\leq 3,5$ = superficie lisa, $>3,5$ -4,5 = medio rugosa, y $>4,5$ = superficie rugosa).

3.5. Evaluación de la reacción a las enfermedades que afectan habitualmente al cultivo de judía

3.5.1. Antracnosis (*Colletotrichum lindemuthianum* L.)

Se utilizaron las razas andinas 7, 23, 39 y 102 y mesoamericanas 17, 73, 448 y 1545, obtenidas de la American Type Culture Collection de la Michigan State University (Lansing, USA).

Para la conservación de las razas, se utilizaron dos tipos de medio de cultivo: PDA (Potato Dextrose Agar) para la raza 73 y MA (Marthur's Agar) para las otras razas empleadas.

PDA: 39 g de PDA por litro de agua destilada

MA: 8 g de dextrosa, 2,5 g de sulfato de magnesio heptahidrato ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$), 2,7 g de dihidrógenofosfato de potasio (KH_2PO_4), 2,4 g de Neopeptona, 2 g de extracto de levadura, 16 g de Agar (SIGMA A-7002), 1 L de agua destilada

El medio se autoclavó a 115°C de temperatura y a 1 Pa de presión durante 30 min y se distribuyó en placas Petri en la cámara de flujo laminar. El crecimiento del hongo se conserva en placa Petri a 20°C y stocks de 20% glicerol ($\text{C}_3\text{H}_8\text{O}_3$) a -80°C. Cuando el hongo comienza a esporular se replica a placas Petri con medio nuevo, para asegurar una suficiente cantidad de esporas, necesarias para las inoculaciones.

Para la preparación del inóculo, se añadió una solución de agua destilada estéril, detergente y emulsificante Tween 20 (0,001%) a las esporas (Figura 3.6). La solución con las esporas se mantuvo en agitación para asegurar la separación de las mismas. La concentración se ajustó a $1,2 \cdot 10^6$ cfu (unidades formadoras de colonias)/ml en cámara de recuento (Tiefe-Neubauer) de 0,100 mm de profundidad y $0,0025 \text{ mm}^2$ de superficie al microscopio (Zeiss -Standard 20, 40X).



Figura 3.6. Crecimiento del hongo en placa Petri

El inóculo se aplicó en el envés de las hojas primarias completamente expandidas (aproximadamente 12-14 días después de de la siembra) de cada variedad, posteriormente se pulverizó el haz y tallo de la plántula. Una vez inoculadas todas las plantas se cubrieron con una bolsa de plástico durante 48 h para aumentar la humedad relativa, transcurrido este tiempo se retiró la bolsa plástica y se mantuvieron las plántulas en condiciones de 25°C y 90-100% de humedad relativa. La inoculación de cada raza se realizó en 12 plantas de cada variedad y con dos repeticiones.

La evaluación se realizó a los 14 y 21 días desde la inoculación. Se evaluó mediante una escala de daños de 1 a 9 (1 a 3 = resistente, ausencia de síntomas, 4 a 6 = intermedia, presencia de síntomas de daños en las venas de las hojas, pero no en los espacios intervenales, y en el tallo pero de poca extensión, y de 7 a 9 = susceptible, presencia de síntomas de daños en los espacios intervenales de las hojas, con grandes áreas dañadas e incluso en algunos casos se produjo la muerte de la planta) (Figura 3.7).



Figura 3.7. Escala de daños en la evaluación de antracnosis

3.5.2. Bacteriosis de halo (*Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*)

Se utilizaron cepas de las razas 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8 y 9 (Tabla 3.5) obtenidas de la colección del departamento de Producción Agraria de la Universidad de Pública de Navarra (Pamplona, España).

Tabla 3.5. Cepas de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* utilizadas

Raza 1	Raza 2	Raza 3	Raza 4	Raza 5	Raza 6	Raza 7	Raza 8	Raza 9
1281A	1839A	2425B	1499A	1390	1448A	1449B	2659A	2732E
	1650	1427B, 1301A	1385A	2708A	CYL246	325		2709A

Las razas se conservan en placas Petri con el medio de cultivo King's B: 20 g proteosa peptona, 12,57 g glicerina, 1,5 g KH_2PO_4 y 0,7 g $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 1 L de agua destilada. Los crecimientos bacterianos se conservan a 20°C y en stocks de 20% glicerol ($\text{C}_3\text{H}_8\text{O}_3$) a -80°C. Previo a la inoculación (24-48 h), las bacterias se repicaron a partir de un cultivo puro crecido en placa Petri. Posteriormente, se desprendieron las colonias del medio de cultivo con agua destilada, y se mantuvieron en agitación durante unos minutos con el fin de disgregar las colonias bacterianas (Figura 3.8). La concentración se ajustó a 1×10^8 cfu/ml en un espectrofotómetro (Beckman Coulter) a 600 nm (valor de lectura = 0,18).

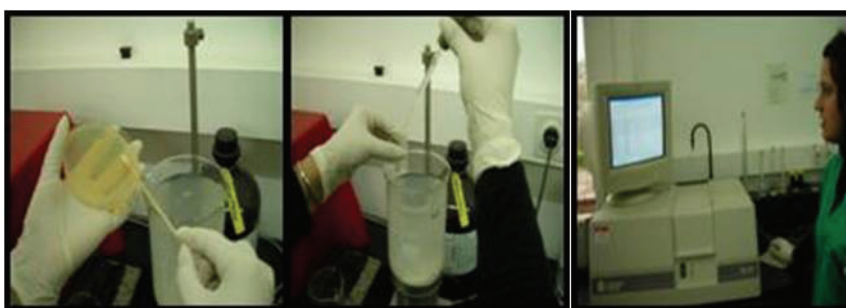


Figura 3.8. Preparación del inóculo de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*

La inoculación foliar se realizó utilizando un compresor y pulverizando el envés de las hojas primarias ya expandidas, y posteriormente, todo el haz (Figura 3.9). Las

plantas se mantuvieron a una temperatura de 18-23°C y 90-100% de humedad relativa. La inoculación de las vainas se realizó utilizando palillos previamente autoclavados y pinchando la superficie de la vaina (Figura 3.10). Las vainas se mantuvieron a una temperatura de 23°C y 16 h de luz.



Figura 3.9. Inoculación de las plantas con *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*



Figura 3.10. Inoculación de las vainas con *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*

La inoculación foliar se llevó a cabo en 12 plantas por variedad, y dos repeticiones. La evaluación se realizó a los 7 días desde la inoculación y se utilizó una escala de 1 a 5 donde: 1 = reacción necrótica roja-marrón en el área de máxima inoculación y en cualquier lado de la hoja, 2 = reacción necrótica roja-marrón con trazas de grasa (manchas acuosas), 3 = reacción con algo de necrosis pero más extendida la grasa aunque sólo en el área de máxima inoculación, 4 =

pequeñas lesiones de grasa (<1 mm de diámetro) distribuidas al azar sobre el envés de la hoja, y 5 = grandes lesiones de grasa (>1mm de diámetro) distribuidas al azar sobre el envés de la hoja (Figura 3.11).

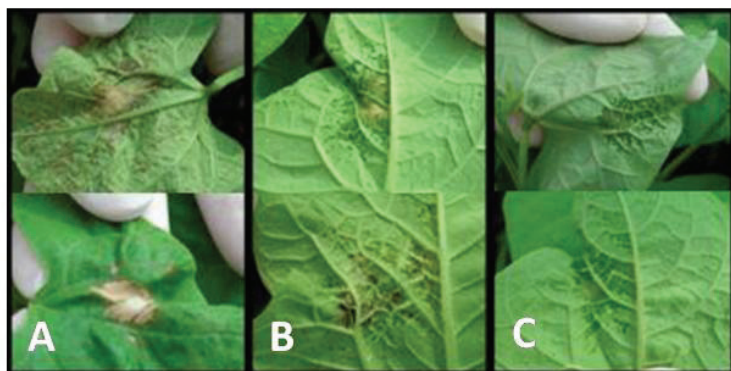


Figura 3.11. Escala de daños en hoja de bacteriosis de halo: A = resistente (valores de 1-2), B = intermedia (valor de 3), y C = susceptible (valor de 4-5)

La evaluación de las vainas se realizó a las 48 h de la inoculación y se utilizó una escala de 1 a 10, en base a la presencia de grasa, donde: 1 = control con agua destilada, 2 = necrosis con ningún síntoma de grasa, 3-4 = necrosis con ligeros síntomas de grasa (1-2 mm), 5 = necrosis con síntomas moderados de grasa (2-4 mm), 6-7 = trazas de necrosis con síntomas moderados de grasa (2-4 mm), 8-9 = sin necrosis con síntomas severos de grasa (>4 mm) (Figura 3.12).



Figura 3.12. Escala de daños en vainas de bacteriosis de halo

3.5.3. Bacteriosis común (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli*)

Se emplearon los aislados 420, 326, 260 y 245 obtenidos de la ARC-Grain Crops Institute (Potchefstroom, Sudáfrica). Los aislados se conservan en placa Petri a 25°C con medio de cultivo YDCA: 10 g extracto de levadura, 5 g de dextrosa ($C_6H_{12}O_6$), 20 g de agar, 10 g carbonato cálcico ($CaCO_3$), 1 L de agua destilada, y en un stock de 20% glicerol ($C_3H_8O_3$) a -80° C.

Previamente a la inoculación (48 h) se repicaron las bacterias a nuevas placas Petri con medio YDCA y se mantuvieron a 25°C. Posteriormente, se desprendieron las colonias de bacterias del medio cultivo, utilizando varios aislados, con agua destilada y en agitación durante unos minutos, con el fin de disgregar las colonias bacterianas. La concentración se ajustó a 1×10^8 cfu/ml en el espectrofotómetro a 600 nm (valor de la lectura = 0,18). Se inocularon 12 plantas por variedad, con dos repeticiones y la semilla empleada fue previamente escarificada. La inoculación se realizó mediante el método de agujas múltiples embebidas en el patógeno (Coyne y Schuster, 1974) en el envés de los folíolos recién expandidos. Las plantas se mantuvieron a una temperatura de 28°C, y una humedad ambiental del 90-100%.

La evaluación de los síntomas se realizó a los 15 días desde la inoculación y se utilizó una escala subjetiva de 1 a 9 (Schoonhoven y Pastor-Corrales, 1987), donde 1-3 = resistentes que no presentaron ningún síntoma, 4-6 = intermedia, con zonas dañadas de distinta extensión pero sin llegar a producir un aspecto de quemadura sobre el folíolo, y 7-9 = susceptibles con una extensa zona dañada y aspecto de quemadura (Figura 3.13).



Figura 3.13. Escala de daños en la inoculación con bacteriosis común

3.5.4. BCMV/BCMN (Virus del Mosaico Común / Virus necrótico del Mosaico Común)

Las cepas empleadas fueron US6 (no necrótica) y NL3-K (necrótica), obtenidas de la Universidad de Idaho y del United States Department of Agriculture (USDA) del Agricultural Research Service (ARS), EEUU. Las cepas se mantienen en plantas de la variedad “Ouray-4”, en el caso de la cepa no necrótica, y en “Common pinto” en el caso de la cepa necrótica NL3-K.

Para la inoculación, se recogen las hojas jóvenes, en proceso de expansión y con claros síntomas de infección por el virus. Las hojas se maceraron con un tampón fosfato de sodio 50 mM pH 7 (1g de tejido/10 ml de tampón) con una pequeña cantidad de Carborundum 320 grit (0,2 g por 10 ml del tampón) (Strausbaugh *et al.*, 1999, 2003). La preparación del inóculo se hizo en todo momento en frío y éste se utilizó siempre antes de dos horas desde su preparación. Se inocularon 12 plantas por variedad, con dos repeticiones, y la semilla utilizada fue previamente escarificada. La inoculación se realizó cuando las plantas presentaron las hojas primarias expandidas al 75% aproximadamente (7-10 días después de la siembra). Se utilizó un hisopo estéril (previamente empapado con el inóculo) sobre el haz de las hojas produciendo lesiones por las que penetra el virus en la planta. Después de la inoculación, se incrementó la temperatura durante 4-5 h a 35°C para facilitar

la multiplicación de las partículas víricas. Posteriormente, las plantas se mantuvieron a una temperatura de 23-28°C y 13 h diarias de luz.

La evaluación se realizó a los 8 y 21 días desde la inoculación y se determinó la presencia o ausencia de los siguientes síntomas en el caso de la cepa no necrótica: abombamiento de los folíolos, reducción de crecimiento, bandeado oscuro de las venas del folíolo, zonas de color verde oscuro y verde claro en los folíolos. En el caso de la inoculación con la cepa necrótica se determina la presencia de zonas de necrosis local, necrosis venal y necrosis sistémica o necrosis apical con la posterior muerte de la planta.

3.6. Amplificación de los marcadores moleculares de genes de resistencia a enfermedades

3.6.1. Extracción, cuantificación y amplificación de ADN

Se siguió la metodología descrita por Afanador *et al.* (1993). A partir de hojas trifoliadas no expandidas al 100% y conservadas a -80°C, se añadió 600 µl de tampón de extracción (2% CTAB, 1,4M NaCl, 0,02M EDTA, 0,1M Tris-HCl y 1% 2-mercaptoetanol), y se mantuvo a 65°C durante 20 min. El tejido se maceró y se incubó a 65°C 30 min. Se añadió posteriormente 600 µl de tampón frío Tris-fenol-cloroformo isoamil (25:24:1) pH 8,0 (Sigma P2069), y se agitó suavemente 5 min. Se centrifugó a 13000 rpm 5 min, y el sobrenadante se mezcló con 400 µl de cloroformo isoamil (24:1) 5 min. Se centrifugó de nuevo a 13000 rpm 5 min, y el sobrenadante se mezcló suavemente con isopropanol (mezcla 1:1), y se congeló a -20°C 10 min. Se centrifugó nuevamente a 13000 rpm 5 min y el pellet se disolvió en 100 µl de agua bi-destilada autoclavada, a la cual se le añadió 200 µl de 100% etanol + NH₄OAc. Se centrifugó a 13000 rpm 15 min y tras eliminar el sobrenadante se disolvió en 100 µl de agua bi-destilada autoclavada. A continuación se llevaron las muestras durante una hora a 65°C para disolver

completamente el ADN y finalmente se le añadió a cada muestra 10 µl de RNAsa dejándola actuar 30 min a temperatura ambiente para posteriormente almacenarlas a 4/-20°C.

El protocolo para la cuantificación de ADN se realizó utilizando como patrón el Fago Lambda ADN 250 ng/µl (Promega) a distintas concentraciones (25, 50, 100 y 200 ng/ml).

Las amplificaciones mediante PCR se llevaron a cabo en un volumen final de 25 µl que consistió en 25 ng de ADN, 100 mM de Tris-HCL, 50 mM KCl, 5 mM de Mg₂Cl, 0,25 mM de cada dNTP, 0,7 µM de cada cebador y 1,25 unidades de Taq DNA polimerasa (Promega).

3.6.2. Antracnosis

Se confirmó la presencia de los genes de resistencia en aquellas variedades inoculadas que mostraron ausencia de daños (escala 1-3), mediante marcadores moleculares tipo SCARs (Tabla 3.6).

Para la amplificación mediante PCR, en el caso del SCAR SAB3, el perfil térmico fue de un ciclo de 3 min a 92°C para realizar una desnaturalización de las cadenas de ADN, seguida de 35 ciclos adicionales con desnaturalización de 10 s a 94°C, alineación a 67°C de 40 s y elongación a 72°C de 2 min. Se realizó una elongación final a 72°C durante 5 min.

En el caso del SCAR SAS13, el perfil térmico fue de un ciclo de 5 min a 94°C para realizar una desnaturalización de las cadenas de ADN, seguida de 34 ciclos adicionales con desnaturalización de 10 s a 94°C, y elongación a 72°C de 2 min y 40 s. Se realizó una elongación final a 72 °C durante 5 min.

Tabla 3.6. SCARs empleados para confirmar los genes de resistencia a antracnosis

SCAR	Genes de resistencia	Tamaño (pb)	Secuencia	Tipo ligamiento
SAB3	Co-5	400	TGG CGC ACA CAT AAG TTC TCA CGG TGG CGC ACA CCA TCA AAA AAG GTT	Acoplamiento (Vallejo y Kelly, 2001)
SAS13	Co-4	950	CAC GGA CCG AAT AAG CCA CCA ACA CAC GGA CCG AGG ATA CAG TGA AAG	Acoplamiento (Kelly <i>et al.</i> , 2003)
SBB14	Co-4 ²	1150 1050	GTG GGA CCT GTT CAA GAA TAA TAC GTG GGA CCT GGG TAG TGT AGA ATT	Acoplamiento (Kelly <i>et al.</i> , 2003)
SB12	Co-9	350	CCT TGA CGC ACC TCC ATG TTG ACG ATGGG TTG GCC	Acoplamiento (Méndez de Vigo <i>et al.</i> , 2002)

Respecto al SBB14, se realizaron 34 ciclos de 94°C de 10s, alineación de 30 s a 67°C, y extensión a 72°C de 2 min. Se realizó una elongación final de 5 min a 72°C. SB12 fue amplificado en 34 ciclos que consistieron en desnaturalización a 94°C durante 1 min, alineación de 1 min a 68°C, y extensión de 1 min a 72°C. Los 34 ciclos fueron seguidos de una elongación final a 72°C de 5 min.

Los productos de PCR se analizaron por electroforesis, cargando 25 µl de cada muestra amplificada con 6 µl de tampón de carga, en geles al 1,2% de agarosa, tampón TAE 1X (Tris-acetato 40 mM, EDTA 1 mM) y 1% bromuro de etidio. Finalmente se observó la presencia o ausencia de banda con un transiluminador de luz ultravioleta, y el gel se fotografió para su posterior análisis. Se han utilizado como controles positivos para cada marcador analizado, variedades que han sido descritas en la literatura como portadoras de los genes de resistencia analizados.

3.6.3. BCMV/BCMNV

Se confirmó la presencia de genes de resistencia a BCMV/BCMNV mediante marcadores moleculares tipo SCARs (Tabla 3.7).

Para la amplificación del SCAR SBD5 se empleó un perfil térmico de un ciclo de 5 min a 94°C, seguida de 34 ciclos adicionales con desnaturalización de 10 s a 94°C, alineación a 65 °C de 40 s y elongación a 72°C de 2 min. Se realizó una elongación final a 72°C durante 5 min.

Tabla 3.7. SCARs empleados para confirmar los genes de resistencia a BCMV/BCMNV

SCAR	Genes de resistencia	Tamaño (pb)	Secuencia	Tipo ligamiento
SW13	<i>I</i>	690	CAC AGC GAC ATT AAT TTT CCT TTC CAC AGC GAC AGG AGG AGC TTA TTA	Acoplamiento
ROC11	<i>bc-3</i>	420	CCA ATT CTC TTT CAC TTG TAA CC GCA TGT TCC AGC AAA CC	Repulsión
SBD5	<i>bc-1²</i>	1250	GTG CGG AGA GGC CAT CCA TTG GTG GTG CGG AGA GTT TCA GTG TTG ACA	Acoplamiento

En el caso del SCAR ROC11, el perfil térmico fue de un ciclo de 5 min a 94°C para realizar una desnaturalización de las cadenas de ADN, seguida de 30 ciclos adicionales con desnaturalización de 10 s a 92°C, alineación a 53°C de 10 s y elongación a 72°C de 25 s. Se realizó una elongación final a 72 °C durante 5 min.

En el caso del SCAR SW13, el perfil térmico fue de un ciclo de 5 min a 94°C, seguida de 34 ciclos adicionales con desnaturalización de 10 s a 94°C, alineación a 67°C de 40 s y elongación a 72°C de 2 min. Se realizó una elongación final a 72°C durante 5 min.

Los productos de PCR, se analizaron por electroforesis, cargando los 25 µl de cada muestra amplificada y 6 µl de tampón de carga en geles al 1,2% de agarosa, tampón TAE 1X (Tris-acetato 40 mM, EDTA 1 mM) y 1% bromuro de etidio. Finalmente se observó la presencia o ausencia de banda con un transiluminador de luz ultravioleta y el gel se fotografió para su posterior análisis.

3.7. Análisis estadístico de los resultados

3.7.1. Análisis individuales de varianza

Se realizaron los análisis de varianza individuales en los caracteres que expresan la variación fenotípica cuantitativa, en aspectos agronómicos y de calidad de vaina de las variedades locales, testigos y líneas puras mediante el programa SAS (SAS, 2007). Asimismo, previo al análisis combinado, para contrastar la homogeneidad de las varianzas, se utilizó la prueba de Bartlett (1937).

3.7.2. Análisis combinados de varianza

La Tabla 3.8 muestra el modelo mixto con 47 tratamientos, tres fechas de siembra y cuatro ambientes, considerando como tal la combinación de años y localidades. Se siguió este modelo de análisis de varianza, considerando que los tratamientos y fechas de siembra son factores fijos, y los ambientes aleatorios. Las sumas de cuadrados de las variedades se dividieron ortogonalmente en tres grupos: variedades locales, testigos y líneas puras. Las sumas de cuadrados de las interacciones se dividieron igualmente en tres grupos.

3.7.3. Comparación de medias entre tratamientos

Se realizó una comparación múltiple de medias a través del test de la Mínima Diferencia Significativa (LSD o Least Significant Difference) protegida de Fisher (Steel *et al.* 1997). Si en el análisis de varianza el valor “F” calculado entre tratamientos es significativo, se calcula el valor de LSD. Si las medias difieren menos del valor del LSD, no se consideran estadísticamente distintas para el nivel de probabilidad para el que se calcula el valor del LSD.

3.7.4. Análisis de componentes principales

Se realizó un análisis de componentes principales mediante la opción PROC PRINCOMP del programa SAS, para el estudio multivariante del conjunto de los caracteres evaluados. Mediante el análisis de componentes principales se transforman los caracteres en un número de componentes o variables no observables directamente, cada uno de los cuales es una combinación lineal de los caracteres multiplicados por un coeficiente, que indica el valor relativo de cada carácter. Con este análisis se determina qué caracteres son los más decisivos a la hora de explicar la variabilidad observada y permitirán ordenar los tratamientos en diferentes grupos de interés.

Tabla 3.8. Modelo del análisis de varianza combinado en fechas de siembra y ambientes

Fuente de variación ¹	Grados libertad	Cuadrados medios esperados
Ambientes (A)	a-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + rv \theta^2_{AxC} + rc \theta^2_{VxA} + v \sigma^2_{R(AxC)} + rv c \theta^2_A$
Fecha de siembra (C)	c-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + rv \theta^2_{AxC} + ra \theta^2_{VxC} + v \sigma^2_{R(AxC)} + rv a \theta^2_C$
A x C	(a-1)(c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + v \sigma^2_{R(AxC)} + rv \theta^2_{AxC}$
Repeticiones (AxC)	(r-1) ac	$\sigma_E^2 + v \sigma^2_{R(AxC)}$
Variedades	v-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + rc \theta^2_{VxA} + ra \theta^2_{VxC} + ra c \theta^2_V$
Locales (L)	l-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{LXAxC} + rc \theta^2_{LxA} + ra \theta^2_{LxC} + ra c \theta^2_L$
Líneas (P)	p-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{PXAxC} + rc \theta^2_{PxA} + ra \theta^2_{PxC} + ra c \theta^2_P$
Testigos (T)	t-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{TXAxC} + rc \theta^2_{TxA} + ra \theta^2_{TxC} + ra c \theta^2_T$
Entre grupos	g-1	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{GXAxC} + rc \theta^2_{GxA} + ra \theta^2_{GxC} + ra c \theta^2_G$
Variedades x A	(v-1)(a-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + rc \theta^2_{VxA}$
Locales x A	(l-1) (a-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{LXAxC} + rc \theta^2_{LxA}$
Líneas x A	(p-1) (a-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{PXAxC} + rc \theta^2_{VPxA}$
Testigos x A	(t-1) (a-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{TXAxC} + rc \theta^2_{TxA}$
Entre grupos x A	(g-1) (a-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{GXAxC} + rc \theta^2_{GxA}$
Variedades x C	(v-1)(c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC} + ra \theta^2_{VxC}$
Locales x C	(l-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{LXAxC} + ra \theta^2_{LxC}$
Líneas x C	(p-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{PXAxC} + ra \theta^2_{PxC}$
Testigos x C	(t-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{TXAxC} + ra \theta^2_{TxC}$
Entre grupos x C	(g-1)(c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{GXAxC} + ra \theta^2_{GxC}$
Variedades x A x C	(v-1)(a-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{VXAxC}$
Locales x A x C	(l-1) (a-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{LXAxC}$
Líneas x A x C	(p-1) (a-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{PXAxC}$
Testigos x A x C	(t-1) (a-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{TXAxC}$
Entre grupos xA x C	(g-1) (a-1) (c-1)	$\sigma_E^2 + r \theta^2_{GXAxC}$
Error	(r-1)(v-1) ac	σ_E^2

¹R = Repeticiones, C = fechas de siembra, V = variedades, A = Ambientes, L= Variedades locales, P= Líneas, T= Testigos, r = n° de repeticiones, c = n° de fechas de siembra, v = n° de variedades, a = n° de ambientes, l = n° de variedades locales, p = n° de líneas, t = n° de testigos, g = n° de grupos.

3.8. Selección de líneas de mejora

A partir de siete poblaciones con valor agronómico notable, calidad adecuada de vaina y resistencia a enfermedades, se llevó a cabo la fase inicial de un programa de mejora, basado en la selección individual de plantas para establecer líneas de mejora. Estas líneas de mejora serán la base para un posterior programa. La Figura 3.14 muestra el esquema de selección individual (Sánchez-Monge, 1974).

Los caracteres sobre los que se basó la evaluación preliminar para la selección individual fueron los siguientes (ver apartado 3.4):

Días a primera flor, días de duración de recolección de la vaina, producción por planta, cuerda, longitud, anchura y grosor de la vaina y contenido en sólidos solubles.

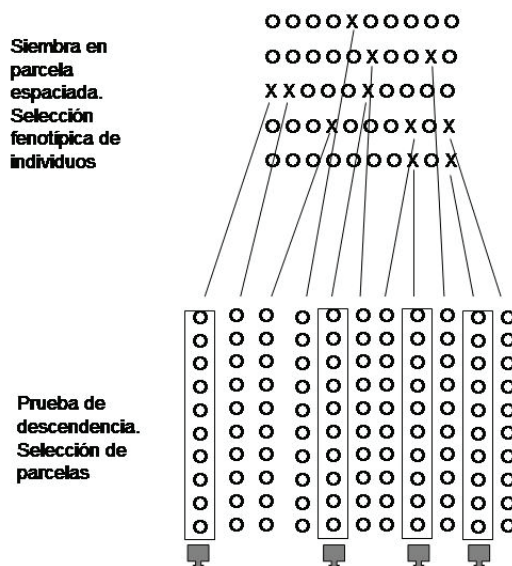


Figura 3.14. Esquema de selección individual

RESULTADOS





4.1. Variabilidad genética de las variedades de judía de vaina amarilla en ambientes: análisis de varianza combinado

Los análisis de varianza de los caracteres estudiados llevados a cabo en las 35 variedades locales, siete líneas puras y cinco variedades comerciales (Tablas 4.1 y 4.2), ponen de manifiesto diferencias significativas entre fechas de siembra en los caracteres de días a primera flor, días a inicio de floración, días a inicio y fin de la recolección de vaina, rendimiento de vaina, anchura e índice de la vaina. Se encontraron diferencias significativas entre ambientes en los caracteres de días a primera flor e inicio de la floración, días a inicio y fin de la recolección de vaina, duración de la recolección, rendimiento de vaina, número de granos por vaina, cuerda, longitud, textura e índice de vaina. Esto significa que las variedades estudiadas muestran un comportamiento variable ante las diferentes fechas de siembra y ambientes en los caracteres mencionados, lo que coincide con otros trabajos (Ross *et al.*, 1956; Leggett *et al.*, 1975; Salinas-Ramírez *et al.*, 2008). Las diferencias significativas encontradas entre repeticiones en varios caracteres indican la conveniencia del diseño experimental utilizado (Kaldy, 1966).

Las diferencias significativas observadas entre las variedades analizadas en todos los caracteres estudiados, indican una gran variabilidad genética que permitirá llevar a cabo futuros programas de selección y mejora genética. Singh *et al.* (1990), Escribano *et al.* (1994) y Salinas-Ramírez *et al.* (2008) encontraron resultados similares en evaluaciones de variedades de judía en caracteres de vaina inmadura.

La interacción ambiente x fecha de siembra es significativa en todos los caracteres agronómicos y de calidad evaluados, lo que coincide con Kattan *et al.* (1956). Además, se observa una interacción significativa de variedad x ambiente en los caracteres de días a primera flor, días a inicio de la floración, vigor temprano y

cuerda de la vaina. Saindon y Schaalje (1993), en un estudio de siete variedades de judía en ocho localidades y cuatro años, proponen que la mayoría de las interacciones genotipo-ambiente podían ser controladas empleando sólo tres ambientes. Por la decisiva influencia ambiental en la respuesta de la judía a diversas condiciones, Hosfield *et al.* (1984) consideran que sería adecuado desarrollar clases específicas de judías para regiones concretas de producción.

La interacción variedad x fecha de siembra fue significativa en los caracteres de días a primera flor, días a inicio de la floración, días a inicio de la recolección, duración de la recolección, vigor temprano, número de granos por vaina, cuerda, grosor, anchura e índice de la vaina. Esto coincide con el resultado obtenido por Begum *et al.* (2003) que no encontraron una interacción variedad x fecha de siembra significativa en el carácter de rendimiento.

La interacción variedad x ambiente x fecha de siembra fue significativa en la mayoría de los caracteres evaluados (días a inicio y fin de la recolección, duración de la recolección, vigor temprano, rendimiento, número de granos por vaina, cuerda, grosor, longitud, anchura y proporción de sólidos solubles), lo cual pone de manifiesto que cada fecha de siembra (precoz, normal y tardía) dentro de cada ambiente evaluado (Salcedo 2003, Salcedo 2004, Tomiño 2003 y Tomiño 2004) provocó una diferente respuesta de los genotipos en los caracteres anteriormente mencionados.

Para el análisis de los resultados, el material genético se estructuró de acuerdo con una división ortogonal (Crossa, 1990) en tres grupos: 35 variedades locales de judía, cinco testigos comerciales y siete líneas puras. La mayor variación se presentó en las variedades locales, observándose diferencias significativas entre variedades en todos los caracteres. Sin embargo, sólo se observaron diferencias significativas entre las variedades comerciales testigo en días a fin de recolección de la vaina, duración de la recolección de la vaina, número de granos de vaina, cuerda, grosor, longitud y anchura de la vaina, indicando una mayor uniformidad genética como resultado de un proceso de selección. En cuanto al análisis de

varianza entre líneas, se observa que no existen diferencias significativas para ningún carácter, ya que todas las líneas puras proceden de una variedad local (PHA-0272) y su homogeneidad es clara. El análisis de varianza entre los tres grupos de variedades mostró diferencias significativas en los caracteres de inicio de floración, número de granos por vaina, cuerda, grosor, longitud, anchura, textura, hebra de la vaina e índice de la vaina, lo que pone de manifiesto el distinto comportamiento de los grupos de variedades para estos caracteres. Destaca el hecho de que no hubo diferencias significativas en el rendimiento de vaina, mostrando las variedades locales un resultado semejante a las comerciales.

La interacción del grupo de líneas puras x ambiente no fue significativa en ninguno de los caracteres evaluados. Los testigos comerciales presentaron una interacción significativa solamente en días a primera flor. Sin embargo, las variedades locales presentaron una interacción significativa en los caracteres de días a inicio de la floración, rendimiento y longitud de la vaina. Estos tres caracteres son de alta relevancia agronómica, lo que permite considerar la hipótesis de Hosfield *et al.* (1984) acerca del desarrollo de clases específicas de judías para diferentes condiciones agroambientales.

La interacción variedad local x fecha de siembra fue significativa en los caracteres de días a primera flor, días a inicio de la floración, días a inicio y fin de la recolección, duración de la recolección de la vaina, número de granos por vaina, grosor, longitud, anchura e índice de la vaina. La interacción variedad local x ambiente x fecha de siembra, fue significativa para días a primera flor, días a inicio de la floración, días a inicio y fin de la recolección, duración de la recolección, número de granos por vaina, rendimiento, grosor, longitud, anchura y proporción de sólidos solubles por vaina. Los testigos evaluados presentaron una interacción significativa en los caracteres vigor temprano, días a inicio y fin de la recolección, duración de la recolección, rendimiento, n° de granos por vaina y grosor. De acuerdo con estos resultados, parece que la respuesta del material genético ante las diferentes fechas de siembra es más homogénea en su comportamiento agronómico, por ejemplo en el rendimiento, que en caracteres

indicadores de la precocidad y de la calidad comercial de la vaina. Salinas-Ramírez *et al.* (2008) encontraron que, cuando se retrasa la siembra, el rendimiento disminuye, desde un valor de 230 g planta⁻¹ en siembra precoz (2 de mayo) a 110 g planta⁻¹ en siembra más tardía (1 de julio).

Tabla 4.1. Análisis de varianza combinado de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana en tres fechas de siembra y cuatro ambientes, y coeficiente de variación (C.V.), en los caracteres agronómicos estudiados

Origen de variación	g.l. ¹	Días a primera flor	Días a inicio de floración	recolección de vaina		
				Días a inicio	Días a fin	Duración
Ambientes (A)	3	2434,39 **	4758,04 **	8424,22 **	4204,68 **	21319,78 **
Fecha siembras (F)	2	31187,89 *	42322,60 *	61157,22 *	100936,10 *	6789,07
A x F	4	5669,86 **	7623,13 **	14042,12 **	14272,32 **	4186,60 **
Repeticiones (A x F)	9	7,41	7,13	19,97	123,44 **	106,89
Variedades (V)	46	43,35 **	67,84 **	69,42 **	141,68 **	220,68 **
Locales(L)	34	48,38 **	64,57 **	74,82 **	154,91 *	231,75 *
Líneas (P)	6	6,28	5,43	20,09	45,10	5,79
Testigos(T)	4	26,82	20,09	116,39	210,64 *	416,81 *
Entre grupos	3	100,48	412,59 **	10,27	190,52	269,77
V x A	135	22,87 **	26,94 *	30,16	76,80	112,11
L x A	101	21,69	28,01 *	30,41	90,12	127,34
P x A	18	11,78	19,48	26,65	35,84	52,12
T x A	10	33,12 *	28,81	40,06	43,97	78,23
Entre grupos x A	6	42,71 *	19,41	7,51	51,21	53,29
V x F	91	31,99 **	48,11 **	52,77 **	113,05	150,58 *
L x F	68	32,50 **	51,55 **	54,95 **	135,48 **	173,43 **
P x F	12	9,9	6,25	29,79	28,49	40,96
T x F	7	58,69 **	48,42	79,07	48,59	97,73
Entre grupos x F	4	34,04	118,61 **	33,86	110,83	158,58
V x A x F	173	15,75	19,17	30,51 **	84,64 **	107,95 **
L x A x F	128	17,79 *	19,19 *	30,87 **	79,81 **	104,81 **
P x A x F	24	10,64	14,47	28,89	37,45	50,15
T x A x F	13	10,82	18,86	45,51 **	177,28 **	254,83 **
Entre x A x F	8	10,38	33,01	17,71	163,22 *	125,23
Error	385	13,55	15,69	19,86	39,06	61,88
C.V. (%)		6,98	6,91	5,64	5,64	20,01

¹g.l.= grados de libertad. *, **= significativo a $P \leq 0,05$ y $P \leq 0,01$, respectivamente

Tabla 4.1. Continuación

Origen de variación	g.l. ¹	Vigor temprano	Rendimiento de vaina	Nº de granos por vaina
Ambientes (A)	3	43,2	14323491,43 **	114,7 *
Fecha de siembra (F)	2	36,6	13873570,17 **	66,0
A x F	4	14,1 *	3691773,84 **	23,0 *
Repeticiones (A x F)	9	3,4 **	247161,17 **	0,9 **
Variedades (V)	46	6,1 **	375253,84 **	4,2 **
Locales(L)	34	7,3 **	366843,70 *	4,3 **
Líneas (P)	6	1,1	55602,78	0,3
Testigos(T)	4	5,0	350129,88	3,8 *
Entre grupos	3	2,7	1158746,45	16,1 **
V x A	135	2,5 **	171690,45	0,5
L x A	101	2,7	138708,06 *	0,5
P x A	18	0,9	56432,04	0,3
T x A	10	4,0	262976,03	0,1
Entre grupos x A	6	2,4	772424,43	1,3
V x F	91	2,8 **	1664848,32	0,9 **
L x F	68	2,9	166853,73	1,0 **
P x F	12	0,7	35439,49	0,2
T x F	7	4,6	170850,53	0,8
Entre grupos x F	4	4,2	310341,91	1,7 *
V x A x F	173	1,6 *	141589,12 **	0,6 **
L x A x F	128	1,6	130096,95 **	0,6 **
P x A x F	24	1,6	64791,85	0,4
T x A x F	13	1,8 *	175218,16 *	1,0 *
Entre grupos x A x F	8	1,7	493237,17 **	0,9 **
Error	385	1,2	86964,91	0,3
C.V. (%)		15,8	58,59	10,4

¹g.l.= grados de libertad. *, **= significativo a $P \leq 0,05$ y $P \leq 0,01$, respectivamente

Tabla 4.2. Análisis de varianza combinado de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana en tres fechas de siembra y cuatro ambientes, y coeficiente de variación (C.V.), en los caracteres de calidad de vaina estudiados

Origen de variación	g.l. ¹	Cuerda		Grosor		Longitud		Anchura
Ambientes (A)	3	18997,06	**	3,50		15657,10	**	9,89
Fecha de siembra (F)	2	749,45		1,93		3411,51		226,30 *
A x F	4	18648,52	**	2,67	**	15660,90	**	28,57 **
Repeticiones (A x F)	9	381,16	**	0,22		302,52	*	2,57 **
Variedades (V)	46	11904,96	**	4,49	**	21234,30	**	27,32 **
Locales (L)	34	14745,81	**	4,09	**	26241,50	**	18,18 **
Líneas (P)	6	20,88		0,24		67,57		0,29
Testigos (T)	4	7056,07	**	1,44	*	12010,90	**	15,02 *
Entre grupos	3	11664,20	**	31,24	**	20575,10	**	286,2 **
V x A	135	289,04	**	0,19		209,10		1,71
L x A	101	319,02		0,22		215,53	**	1,67
P x A	18	72,84		0,09		91,78		0,61
T x A	10	328,88		0,32		189,79		2,52
Entre grupos x A	6	241,93		0,09		462,60		5,27 *
V x F	91	420,29	**	0,28	*	247,30		2,24 *
L x F	68	493,67		0,28	**	272,45	**	2,63 **
P x F	12	54,01		0,13		42,83		0,94
T x F	7	247,81		0,50		273,59		0,77
Entre grupos x F	4	413,22		0,40		450,27		1,38
V x A x F	173	195,34	**	0,20	**	191,23	**	1,61 **
L x A x F	128	168,25		0,16	*	169,60	*	1,54 **
P x A x F	24	93,29		0,12		77,88		0,93
T x A x F	13	776,22		0,59	*	697,92		3,58
Entre grupos x A x F	8	224,46		0,45		274,78		1,99
Error	385	128,94		0,13		134,13		1,11
C.V. (%)		8,40		5,97		7,71		6,08

¹g.l.= grados de libertad. *, ** = significativo a $P \leq 0,05$ y $P \leq 0,01$, respectivamente

Tabla 4.2. Continuación

Origen de variación	g.l. ¹	Sólidos solubles	Textura	Hebra	Índice de la vaina
Ambientes (A)	3	1,19	5046,6 *	3,77	491450,20 **
Fecha de siembra (F)	2	3,06	12941,16	21,59	2588070,65 **
A x F	4	13,69 **	10415,67 **	13,79 **	417008,43 *
Repeticiones (A x F)	9	0,84 **	767,43	0,69	36290,27
Variedades (V)	46	0,97 **	1092,91 **	6,87 **	67475,32 **
Locales (L)	34	1,11 **	968,09 **	8,42 **	75455,26 **
Líneas (P)	6	0,35	280,61	0,15	14865,40
Testigos (T)	4	0,88	745,77	0,13	27053,58
Entre grupos	3	1,62	7415,91 *	11,11 **	174017,85 *
V x A	135	0,41	507,75	0,83	17593,95
L x A	101	0,38	503,49	0,94	20572,62
P x A	18	0,21	226,29	0,58	3025,88
T x A	10	0,55	359,79	0,32	1874,24
Entre grupos x A	6	1,29	2095,28 **	0,23	30103,62
V x F	91	0,48	493,97	0,99	38697,99 **
L x F	68	0,51	492,74	1,18	47878,16 **
P x F	12	0,22	116,48	0,41	13118,84
T x F	7	0,62	916,31	0,38	8068,65
Entre grupos x F	4	0,74	879,33	0,26	27795,13
V x A x F	173	0,39 **	413,89	1,06	16110,27
L x A x F	128	0,42 **	425,66	1,11	18859,07
P x A x F	24	0,22	140,88	1,05 *	7742,81
T x A x F	13	0,34	603,99	0,52	3462,13
Entre grupos x A x F	8	0,92 *	757,63	1,17	24481,13
Error	385	0,28	453,18	0,88	19384,89
C.V. (%)		11,49	19,28	37,94	47,90

¹g.l.= grados de libertad *, ** = significativo a $P \leq 0,05$ y $P \leq 0,01$, respectivamente

4.2. Variabilidad genética de las variedades de judía de vaina amarilla: comparación de medias de variedades

El conocimiento de la variación en los caracteres agronómicos estudiados es necesario para realizar un estudio de mejora genética, conociendo cual ha de ser el comportamiento agronómico del material genético con el que se está trabajando. Los efectos ambientales (en este caso fecha de siembra y ambiente) y las interacciones han de analizarse detalladamente, para valorar las oportunidades de mejora de las diferentes variedades de judía implicadas en esta investigación. De acuerdo con ello, en este apartado se incluyen: 1) la comparación de medias de las variedades por ambiente, 2) la comparación de medias de las variedades por fecha de siembra, y 3) la comparación de medias de las variedades de judía por ambiente y fecha de siembra.

4.2.1. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla por ambiente

Es importante describir cuales son las variedades más destacadas en cada uno de los ambientes en aquellos caracteres en los que se ha encontrado una interacción significativa variedad x ambiente para conocer cuál es el comportamiento previsible, en el campo, de los genotipos con los que se está trabajando. Se ha observado en el análisis de varianza (apartado 4.1) que existe una interacción significativa en los caracteres de días a primera flor e inicio de la floración, cuerda de la vaina y vigor temprano y cuyas medias se muestran en las Tablas 4.3 y 4.4. En el resto de los caracteres agronómicos estudiados no hubo esta interacción significativa lo que pone de manifiesto la independencia del genotipo con el ambiente en esos caracteres.

Los otros caracteres agronómicos influidos por el ambiente fueron los días a primera flor e inicio de la floración. En ambos casos en Salcedo 2003, es PHA-0192 la más tardía (56 y 60 días, respectivamente). Destacan las variedades PHA-0217, PHA-0597, PHA-1415 y PHA-0283 como las más precoces (49 días a primera flor) y PHA-0217 y PHA-1415 (51 días a inicio de la floración), por lo que se las incluye dentro del grupo de variedades de precocidad media. En ambos caracteres las variedades locales son siempre más precoces que los testigos, de hecho se observa que el testigo comercial más precoz es Maravilla de Venecia var. Rapit (54 días a inicio de la floración), valor que se considera ya tardío.

En el ambiente Tomiño 2003, la variedad más precoz fue PHA-1411 (49 días) seguida de PHA-0050, PHA-0436, PHA-0394, PHA-0460, PHA-1412 y PHA-1415, (50 días), todas ellas más precoces que cualquier testigo comercial. La variedad local PHA-0050 fue la más precoz (50 días a inicio de la floración) seguida de la variedad comercial Maravilla de Venecia var. Rapit (51 días a inicio de la floración).

En el ambiente de Salcedo 2004, PHA-0266 es la más tardía (55 y 61 días a primera flor e inicio de la floración, respectivamente) junto con la variedad comercial Oro

del Rhin (62 días a inicio de la floración). La variedad PHA-1415 es la más precoz (41 y 48 días a primera flor e inicio de la floración, respectivamente). Finalmente en el ambiente de Tomiño 2004, la variedad PHA-1132, aparece como la más tardía en ambos caracteres (71 y 75 días, respectivamente) y aparece nuevamente PHA-1415 (41 y 46 días) como la más precoz. En general, la variedad PHA-1415, se muestra como muy precoz en todos los ambientes. Destaca además que en ambos caracteres las variedades locales fueron siempre más precoces, superando a los testigos evaluados, hecho importante que muestra un buen potencial en este carácter en muchas de las variedades locales estudiadas.

En cuanto al vigor, se observa que las variedades locales en Salcedo 2003, presentan los valores más altos, destacando PHA-0394 y PHA-1133 (8) y superando a las variedades comerciales. En el caso de Tomiño 2003, es la variedad comercial Felisa la que presenta el vigor mayor, seguida por las variedades locales PHA-0272 y PHA-1132 (8). En cuanto al ambiente de Salcedo 2004, PHA-0192 presenta el mejor vigor (9) muy por encima de cualquier testigo, mientras que en Tomiño 2004, la variedad comercial Oro del Rhin es la más vigorosa (9), seguida de PHA-0167 y PHA-1132 (9). En general, en este carácter se observa una gran influencia del ambiente en las variedades estudiadas. Debe destacarse el hecho del gran potencial que existe en las variedades locales, ya que en general tienen buenos valores, incluso mejores que los testigos empleados.

El único carácter de calidad que presentó una interacción significativa variedad x ambiente fue cuerda de la vaina lo que indica una respuesta semejante de las variedades a las condiciones ambientales en la mayor parte de los caracteres de calidad de vaina estudiados (Tabla 4.4). En el ambiente de Salcedo 2003, es la variedad PHA-1075 la que tiene el valor más alto (183 mm), y PHA-1132 la que mostró el valor más bajo (80 mm). Además, PHA-0283, PHA-0394, PHA-0283 (170 mm) superan a las variedades comerciales evaluadas, siendo Maravilla de Venecia var. Rapit la mejor con un valor de 163 mm. En el ambiente de Tomiño 2003, PHA-0453 obtuvo el valor más alto (173 mm) y PHA-0465 presentó el menor valor (92 mm), mientras Oro del Rhin fue el mejor de los testigos empleados (144 mm). En

el ambiente de Salcedo 2004, Dorada de Aragón alcanzó el mejor valor (200 mm) seguida por PHA-1075, PHA-0283 y PHA-1133 (195 mm). En el ambiente de Tomiño 2004, PHA-0394 fue la más larga (215 mm) seguida por PHA-0283, PHA-1137, PHA1133 y PHA-1412 (200 mm), y el testigo Maravilla de Venecia var. Rapit (189 mm). Bascur (2002) encontró valores similares a 200 mm en la cuerda de la vaina en la variedad Trepador.

Tabla 4.3. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por ambiente en los caracteres agronómicos estudiados

Variedad	Vigor temprano				Días a primera flor			
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	7		7		56	61	43	
Felisa	7	8	8	7	54	54	50	57
M. Venecia	6	7	7	7	50	53	48	56
M.V. var. Rapi	8	3	7	7	50	53	49	55
Oro del Rhin	6	8	6	9	53	54	52	57
PHA-0038	5	7	6	7	51	54	50	55
PHA-0050	4	5	7	8	50	50	48	56
PHA-0068	5	5	6	7	50	54	49	58
PHA-0099	5	6	7	8	51	52	49	56
PHA-0167	6	8	8	9	54	51	49	55
PHA-0177	6	7	8	8	51	53	49	57
PHA-0192	7	7	9	8	50	59	51	55
PHA-0217	8	8	8	8	49	55	50	59
PHA-0228	7	8	7	7	52	54	49	61
PHA-0266	6	8	8	6	54	55	55	61
PHA-0272	7	8	8	8	53	54	49	55
PHA-0275	5	7	7	8	54	52	51	59
PHA-0283	8	7	8	8	49	54	48	57
PHA-0287	6	8	7	8	51	55	54	56
PHA-0347	8	7	8	8	50	52	52	63
PHA-0394	8	8	8	8	50	50	48	62
PHA-0402	5	6	7	6	51	53	52	55
PHA-0417	7	8	7	7	50	54	50	57
PHA-0436	8	6	8	8	51	50	48	55
PHA-0453	8	7	8	7	50	53	50	61
PHA-0460	5	6	7	8	51	50	50	56
PHA-0465	5	6	7	7	51	53	49	58
PHA-0597	8	7	8	7	49	52	50	56
PHA-1075	8	8	8	7	50	55	50	58
PHA-1132	6	8	8	9	56	56	53	72
PHA-1133	8	7	8	8	51	53	48	62
PHA-1134	7	6	8	8	53	57	52	56
PHA-1135	5	5	7	8	53	56	54	56
PHA-1136	7	6	7	8	51	58	52	57
PHA-1137	7	7	9	8	55	56	52	68
PHA-1411	5	8	6	8	53	49	51	62
PHA-1412	8	8	8	8	54	50	50	61
PHA-1415	5	5	7	7	49	50	41	41
PHA-1417	7	6	7	7	50	53	47	62
PHA-1418	6	7	8		51	52	47	
PMB-0063	6	7	7	8	53	53	52	61
PMB-0064	6	7	7	8	52	54	52	57
PMB-0066	6	7	6	7	52	57	54	58
PMB-0068	6	7	7	8	53	55	51	56
PMB-0069	6	6	7	8	53	55	52	60
PMB-0070	6	8	7	8	51	53	53	57
PMB-0073	6	6	7	8	54	56	53	54
LSD (5%) ¹	2	4	2	3	6	13	11	17

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.3. Continuación

Variedad	Días a inicio de floración			
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	57	61	54	
Felisa	57	57	56	62
M. Venecia	54	56	53	62
M.V. var. Rapit	54	51	57	65
Oro del Rhin	55	55	62	67
PHA-0038	54	58	54	63
PHA-0050	53	50	54	61
PHA-0068	53	57	53	66
PHA-0099	53	58	54	60
PHA-0167	56	53	55	58
PHA-0177	55	56	54	62
PHA-0192	54	59	57	54
PHA-0217	51	56	53	65
PHA-0228	56	59	59	67
PHA-0266	58	58	61	67
PHA-0272	57	57	58	64
PHA-0275	58	55	57	67
PHA-0283	53	55	52	66
PHA-0287	57	59	58	60
PHA-0347	54	55	58	73
PHA-0394	55	52	53	67
PHA-0402	55	53	55	60
PHA-0417	55	56	54	62
PHA-0436	54	52	52	59
PHA-0453	52	54	54	65
PHA-0460	53	52	53	60
PHA-0465	53	56	54	62
PHA-0597	52	55	55	65
PHA-1075	52	58	56	66
PHA-1132	61	57	56	75
PHA-1133	54	59	53	69
PHA-1134	59	60	60	61
PHA-1135	59	61	60	60
PHA-1136	55	58	56	62
PHA-1137	57	58	57	72
PHA-1411	58	52	59	66
PHA-1412	54	52	54	63
PHA-1415	51	54	48	46
PHA-1417	54	56	51	64
PHA-1418	53	53	51	
PMB-0063	58	55	58	69
PMB-0064	57	57	61	66
PMB-0066	57	61	60	63
PMB-0068	56	57	59	65
PMB-0069	56	61	58	68
PMB-0070	58	56	59	70
PMB-0073	58	61	59	65
LSD (5%) ¹	9	14	9	23

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.4. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por ambiente en los caracteres de calidad de vaina estudiados

Variedad	Cuerda (mm)			
	Salcedo 2003	Tomioño 2003	Salcedo 2004	Tomioño 2004
Dorada de Aragón	137,68		200,33	
Felisa	129,58		136,12	143,02
M. Venecia	114,40	133,00	119,75	135,13
M.V. var. Rapit	163,43	123,00	166,44	189,53
Oro del Rhin	116,07	144,37	128,55	119,63
PHA-0038	102,27	146,90	116,19	124,20
PHA-0050	135,04	112,50	148,98	140,40
PHA-0068	96,10	113,23	107,26	113,93
PHA-0099	106,31	97,97	111,07	119,30
PHA-0167	105,57	105,00	125,21	127,15
PHA-0177	119,60	109,37	132,66	131,76
PHA-0192	105,48	126,85	102,15	112,89
PHA-0217	172,60	111,27	181,30	190,33
PHA-0228	89,56	136,28	92,98	103,15
PHA-0266	122,92	98,23	140,80	135,24
PHA-0272	118,32	126,27	126,26	132,04
PHA-0275	149,33	115,90	166,82	192,86
PHA-0283	170,85	160,10	195,13	207,02
PHA-0287	110,23	152,08	118,74	134,63
PHA-0347	165,50	100,40	189,92	190,65
PHA-0394	179,43	137,38	192,81	215,21
PHA-0402	111,98	146,55	123,35	113,85
PHA-0417	97,24	110,83	119,80	126,73
PHA-0436	149,42	107,83	171,01	181,53
PHA-0453	123,35	173,30	122,79	127,81
PHA-0460	108,68	111,80	117,90	129,80
PHA-0465	112,88	91,70	122,36	132,98
PHA-0597	160,18	146,05	189,35	188,94
PHA-1075	183,03	154,18	195,69	195,03
PHA-1132	80,28	112,00	102,72	104,12
PHA-1133	164,13	150,30	195,09	203,58
PHA-1134	134,00	147,60	160,41	189,05
PHA-1135	107,63	113,00	121,24	127,08
PHA-1136	118,13	119,83	128,67	134,05
PHA-1137	165,67	161,00	193,53	203,64
PHA-1411	90,82	106,18	104,75	128,30
PHA-1412	158,88	145,05	181,08	201,45
PHA-1415	102,91	106,10	115,75	122,34
PHA-1417	127,13	116,15	136,49	149,88
PHA-1418	127,46	117,13	161,99	-
PMB-0063	114,34	123,83	122,76	131,69
PMB-0064	113,50	107,45	123,78	141,12
PMB-0066	118,95	122,40	122,18	131,60
PMB-0068	119,07	120,70	124,03	136,30
PMB-0069	113,88	116,70	129,22	138,04
PMB-0070	116,41	118,50	130,67	129,96
PMB-0073	110,56	115,75	131,76	135,54
LSD (5%) ¹	17,48	28,87	17,37	28,33

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

4.2.2. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla por fecha de siembra

En el análisis de varianza (ver apartado 4.1) se observan interacciones significativas de variedad x fecha de siembra en los caracteres de días a primera flor, días a inicio de la floración, días a inicio de recolección, duración de la recolección de la vaina, vigor temprano y número de granos por vaina cuyas medias se muestran en la Tabla 4.5.

El rendimiento, está en función de la producción obtenida en cada cosecha, y depende en gran parte de los días a primera flor y de las condiciones ambientales en ese periodo (Wallace y Enriquez, 1980) ya que su heredabilidad es baja (Escribano *et al.*, 1994). Es por ello de gran importancia en este trabajo la precocidad, entendiendo por precocidad un conjunto de caracteres que están relacionados, como son días a primera flor, días a inicio de la floración y días a inicio y fin de la recolección. Además, la precocidad supone un adelanto en la cosecha lo que reporta al agricultor un beneficio ya que puede introducir antes el producto en el mercado, y tener una ventaja económica (Silva *et al.*, 2004).

Todas las variedades estudiadas presentan la primera flor abierta antes de 59 días en la fecha de siembra normal, antes de 47 días en la tardía y, aproximadamente, de 71 días en el caso de la fecha de siembra precoz. En el caso del inicio de la floración, se retrasa también en la precoz (menos de 75 días) comparado con la normal y la tardía (inferior a 65 y 53 días, respectivamente). En la fecha de siembra precoz destaca la variedad PHA-1415 como la variedad local más precoz con 54 días a la aparición de la primera flor y 56 días en el inicio de la floración. Las variedades locales PHA-0050 y PHA-1415 destacan junto con la variedad comercial Maravilla de Venecia var. Rapit en la fecha de siembra normal como las más precoces, al aparecer la primera flor a los 44 días. En cuanto al inicio de la floración destacan PHA-0050 y Maravilla de Venecia Rapit con aproximadamente 47 días en la fecha de siembra normal pero además existe otra variedad local PHA-1418 más precoz que cualquier testigo comercial empleado en la fecha de siembra

precoz. En la fecha de siembra tardía, la variedad PHA-0192 es la más precoz en ambos caracteres ya que su primera flor abierta aparece a los 41 días y su inicio de floración es a los 43 por lo que supera a los testigos evaluados más precoces. Esta gran influencia de la fecha de siembra en la precocidad se pone de manifiesto de tal manera que según la clasificación de Balkaya *et al.* (2003) sobre precocidad, de acuerdo a los días hasta la aparición de la primera flor, una misma variedad sembrada en distintas fechas se podría incluir en tres tipologías. Es el caso de PHA-0068 o PHA-0038, ambas son de precocidad temprana en la fecha de siembra precoz (entre 36-43 días), media en la normal (entre 44-51 días) y tardía en la fecha de siembra tardía (entre 52-60 días). En las fechas de siembra normal y tardía, la temperatura del primer mes después de la siembra todavía fue elevada (anexos 1 y 2) por lo que el establecimiento del cultivo fue rápido y por tanto se produjo un inicio de la floración temprano. Estos resultados coinciden con los encontrados por Khah *et al.* (2005) al realizar un estudio de variedades de judía en diferentes condiciones de riego, en donde hubo diferencia de precocidad de hasta 20 días entre las mismas variedades sembradas en diferentes fechas de siembra.

Otro carácter agronómico muy relacionado con los anteriores e influido notablemente por la fecha de siembra, es días a inicio de la recolección. La recolección de la judía de verdeo se realiza manualmente, con lo cual encarece notablemente su costo, siendo de gran importancia el momento de recolección para aumentar el rendimiento comercial, ya que el mercado demanda frutos con vainas tiernas y con el grano poco marcado (Silva *et al.*, 2004). Si las vainas se cosechan pasado el punto de madurez comercial pierden calidad y valor al ser más duras y fibrosas. Los retrasos en la recolección resultan doblemente perjudiciales por la pérdida del valor comercial y por la reducción de la cosecha. En este trabajo, las variedades que han resultado más precoces en este carácter han sido: en la fecha de siembra precoz: PHA-1418 (84 días), en la fecha de siembra normal: PHA-0050 (67 días) y en la fecha de siembra tardía: PHA-0167, PHA-0177, PHA-0192, PHA-0436, PHA-0465, PHA-1135 y PMB-0069 (65 días). Es muy destacable la gran influencia de la fecha de siembra en las variedades evaluadas para este carácter, puesto que una misma variedad puede variar hacia los dos extremos

dependiendo de la fecha de siembra. Por ejemplo, PHA-0167, es en la fecha de siembra precoz la que presenta el inicio de recolección más tarde, y en la tardía está en el grupo de las precoces, mientras que en la fecha normal no se sitúa en ningún extremo.

En general, se observa un valor de vigor temprano elevado en las variedades locales, que superan a las variedades comerciales evaluadas, excepto en la fecha de siembra normal, que es la fecha en la que las variedades muestran un vigor menor. Este resultado indica el buen desarrollo, así como un establecimiento uniforme, incluso en condiciones desfavorables, de muchas de las variedades locales estudiadas (Vieira *et al.*, 2003), probablemente por su adaptación al medio, resultado de su cultivo, año tras año, por los agricultores.

Los caracteres de calidad (Tabla 4.6) son necesarios a la hora de realizar cualquier estudio de mejora genética, ya que indican las características de calidad comercial que presentan las vainas de judía de las variedades con las que se trabaja. El aspecto de la vaina, es un factor importante de cara a la comercialización y la aceptación en el mercado de una nueva variedad. Para la producción en fresco, el consumidor prefiere una vaina plana y recta aunque acepta cierta curvatura, larga, de grosor medio y cierta anchura.

En cuanto a la fecha de siembra precoz de las variedades evaluadas, PHA-0394 presentó un valor elevado de cuerda con 193 mm, y PHA-0228 fue la variedad con el valor más bajo con 85 mm. Además, se encontraron otras variedades con valores altos como: PHA-0283, PHA-1075, PHA-1133, PHA-1137, PHA-0597, PHA-0436 y PHA-1412, que superan a las variedades comerciales evaluadas de las cuales Dorada de Aragón fue la que presentó un valor más alto (164 mm). En la fecha de siembra normal, es la variedad PHA-0436 la que presenta el mayor valor (174 mm) seguida por PHA-0394 con 172 mm. Existen además otras nueve variedades que presentan valores superiores a los testigos evaluados, siendo Maravilla de Venecia Rapit (154 mm) el mayor en esta fecha de siembra. En la fecha de siembra tardía, las variedades con mayor cuerda fueron PHA-1137 y PHA-

1075 (201 mm), valor muy por encima del testigo comercial Dorada de Aragón (187 mm). Destaca en este carácter la gran influencia que existe de la fecha de siembra sobre las variedades, porque en algunas variedades el valor de la cuerda varía hasta 34 mm al ser sembrado en una fecha u otra. Es el caso de PHA-1137, que en la fecha de siembra precoz midió 175 mm, en la normal fue de 167 mm y en la tardía tuvo 201 mm. Destaca también PHA-1075, que en la precoz midió 179 mm, en la normal tuvo 172 mm y en la tardía fue de 201 mm. Respecto a este carácter, interesan valores elevados porque la demanda de consumo en fresco así lo requiere (Tofiño, 2004). A partir de los resultados obtenidos se pueden obtener vainas más largas si se elige correctamente la fecha de siembra en la que ha de ser sembrada la variedad que interesa producir.

Es importante mencionar que el carácter agronómico número de granos por vaina (Tabla 4.5) está muy relacionado con la longitud de la vaina ya que, al ser las variedades más largas tendrán en general también un mayor número de granos por vaina. Esto se ve reflejado en la fecha de siembra precoz donde la variedad que presenta el mayor valor para la cuerda también lo presenta para el número de granos (PHA-0394 con 6 granos por vaina). En la fecha de siembra normal, las variedades PHA-1134 y PHA-0436, son las que presentan un mayor número de granos (7 granos por vaina) siendo también esta última la que presenta mayor cuerda. En la siembra tardía, las variedades PHA-0436 y PHA-1133 fueron las de mayor valor (7 granos por vaina), siendo ambas las más largas en esta siembra. La gran influencia de la fecha de siembra se ve reflejada en variedades como PHA-1134 que en la fecha de siembra precoz tiene 5, en la normal 7 y en la tardía 6 granos por vaina. En todo caso, un elevado número de granos por vaina no es un atributo deseable desde el punto de vista hortícola, aunque sí lo es desde el punto de vista de la producción de semilla en un programa de mejora genética, ya que refleja la “fitness” de un individuo y su capacidad de contribuir genéticamente a la siguiente generación (Falconer y Mackay, 1996).

Respecto al grosor de la vaina, en la fecha de siembra precoz, la variedad PHA-0436 presentó el mayor valor (7,9 mm) seguida de PHA-1134 (7,6 mm), y ambas

variedades fueron también las más gruesas en las fechas de siembra normal y tardía. Destaca el hecho de que el valor medio encontrado en todas las variedades comerciales estudiadas se encuentra en torno a los 6 mm, siendo Oro del Rhin en la fecha de siembra precoz (7 mm), Maravilla de Venecia en la fecha de siembra normal (6 mm) y Felisa en la tardía (6 mm) las variedades más gruesas. Maravilla de Venecia var. Rapit fue la más fina en las fechas de siembra precoz y normal (5 y 6 mm, respectivamente) y Oro del Rhin en la tardía (6 mm). Esto supone que el valor medio será el más adecuado a la hora de destacar alguna variedad evaluada porque comercialmente es el que se demanda, por ello fue importante la presencia de esta interacción a la hora de encontrar variedades que se ajusten a ese criterio.

Otro carácter de calidad que mostró una interacción significativa fue la anchura de la vaina. Las variedades de este estudio son todas de vaina plana y ancha (con una media general de 16,4 mm), carácter fenotípico que las diferencia, como ya se explicó anteriormente, del otro tipo de judía de verdeo de “vaina redonda” (Mateo Box, 1961; De la Fuente *et al.*, 2006). Las variedades que presentaron los valores más altos en la fecha de siembra precoz fueron dos testigos comerciales: Oro del Rhin y Felisa (19,5 y 19,2 mm, respectivamente) y la variedad PHA-1132 fue la más estrecha (13,2 mm), coincidiendo con el valor encontrado por Bascur (2002) en la variedad Trepador-INIA. En la fecha de siembra normal, la variedad local PHA-0453 fue la más ancha con 18,5 mm, y PHA-1132 la más estrecha (12,1 mm). En cuanto a la fecha de siembra tardía, es la variedad comercial Felisa la más ancha (19,6 mm) y PHA 0275 la más estrecha (14,5 mm). Destaca en este carácter el hecho de que son los testigos los que presentan en general los valores más elevados, aunque se observa variabilidad, no sólo en cuanto a la fecha de siembra elegida como por ejemplo en la variedad comercial Oro del Rhin que mide 19,5, 15,9 y 18,4 mm dependiendo de su fecha de siembra, sino que también existe variabilidad entre ellos. Por ejemplo, en la fecha de siembra precoz los testigos se encuentran en un intervalo de 14,8 a 19,5 mm, en la normal de 15,9 a 17,2 mm y en la tardía de 17,0 a 19,6 mm, y se puede apreciar que todos los testigos excepto Dorada de Aragón superan la media, ya que tienen vainas

bastante anchas. Esto sugiere que en cuanto a las exigencias del mercado, se prefieren variedades de vaina ancha, aunque las preferencias varían según las zonas de producción (FAO, 2002).

Tabla 4.5. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por fecha de siembra en los caracteres agronómicos estudiados

Variedad	Vigor temprano			Días a primera flor		
	Precoz	Normal	Tardía	Precoz	Normal	Tardía
Dorad de Aragón	7		8	53		46
Felisa	8	8	7	63	51	43
M. Venecia	8	6	7	62	47	42
M.V. var. Rapit	6	5	8	64	44	41
Oro del Rhin	8	4	7	63	51	43
PHA-0038	6	6	6	60	48	42
PHA-0050	6	5	7	62	44	43
PHA-0068	6	6	5	60	47	42
PHA-0099	6	7	6	62	49	42
PHA-0167	8	7	7	61	50	42
PHA-0177	7	7	8	60	52	42
PHA-0192	8	6	8	62	53	41
PHA-0217	8	7	8	65	48	43
PHA-0228	8	6	7	66	49	43
PHA-0266	8	6	6	68	53	43
PHA-0272	8	7	7	60	52	43
PHA-0275	6	7	8	66	48	43
PHA-0283	8	7	8	61	47	42
PHA-0287	8	6	7	63	51	43
PHA-0347	8	8	8	66	48	45
PHA-0394	8	8	9	64	47	43
PHA-0402	7	7	5	62	51	43
PHA-0417	8	7	7	60	52	42
PHA-0436	7	6	8	60	46	43
PHA-0453	7	7	8	62	49	42
PHA-0460	7	6	6	63	49	43
PHA-0465	7	7	6	64	49	42
PHA-0597	8	7	8	60	47	43
PHA-1075	7	8	8	64	47	43
PHA-1132	9	6	7	70	58	43
PHA-1133	8	7	8	63	47	44
PHA-1134	7	6	8	63	47	46
PHA-1135	6	7	6	61	57	43
PHA-1136	7	6	7	62	53	43
PHA-1137	8	7	8	70	52	46
PHA-1411	7	6	6	62	50	45
PHA-1412	8	7	9	66	49	43
PHA-1415	5	6	6	54	44	43
PHA-1417	7	5	8	62	48	43
PHA-1418	7	6	7	56	46	44
PMB-0063	7	6	7	65	51	43
PMB-0064	8	6	7	61	53	44
PMB-0066	7	6	6	65	53	43
PMB-0068	8	6	7	63	52	43
PMB-0069	7	6	7	65	51	43
PMB-0070	8	6	6	62	52	43
PMB-0073	7	6	7	64	52	43
LSD (5%) ¹	2	3	2	11	5	6

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Tabla 4.5. Continuación

Variedad	Días a inicio de floración			Días a inicio de recolección de la vaina		
	Precoz	Normal	Tardía	Precoz	Normal	Tardía
Dorada de Aragón	62		47	87		68
Felisa	70	54	46	96	71	65
M. Venecia	67	51	46	89	69	68
M.V. var. Rapit	73	47	47	97	67	66
Oro del Rhin	74	53	45	98	82	66
PHA-0038	65	51	45	96	68	65
PHA-0050	69	48	44	95	67	69
PHA-0068	65	50	46	94	70	69
PHA-0099	67	54	44	93	69	67
PHA-0167	66	54	43	101	71	65
PHA-0177	64	57	45	97	71	65
PHA-0192	66	58	43	89	74	65
PHA-0217	69	51	44	92	68	65
PHA-0228	72	60	45	98	71	67
PHA-0266	75	57	47	96	71	68
PHA-0272	70	56	48	97	69	70
PHA-0275	73	53	46	98	70	65
PHA-0283	67	50	45	93	74	66
PHA-0287	68	55	47	95	68	66
PHA-0347	74	52	49	99	75	65
PHA-0394	69	52	46	90	70	66
PHA-0402	66	53	45	87	72	66
PHA-0417	64	57	46	93	85	71
PHA-0436	63	50	46	89	70	65
PHA-0453	66	53	45	95	69	66
PHA-0460	68	52	44	95	70	65
PHA-0465	68	52	45	91	68	65
PHA-0597	68	51	46	94	69	67
PHA-1075	70	51	46	92	68	68
PHA-1132	72	64	45	98	82	65
PHA-1133	69	53	47	95	74	74
PHA-1134	70	52	52	92	71	74
PHA-1135	66	65	46	95	82	65
PHA-1136	67	57	46	96	72	65
PHA-1137	73	55	50	100	76	70
PHA-1411	67	58	47	97	72	67
PHA-1412	70	49	45	94	70	65
PHA-1415	56	49	48	90	68	65
PHA-1417	66	51	46	90	69	65
PHA-1418	58	47	47	84	71	66
PMB-0063	72	56	46	98	69	67
PMB-0064	71	58	48	95	78	68
PMB-0066	70	58	48	97	70	69
PMB-0068	70	56	46	96	70	67
PMB-0069	72	57	47	97	70	65
PMB-0070	72	56	49	97	71	66
PMB-0073	72	58	47	98	71	69
LSD (5%) ¹	9	4	5	13	7	6

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Tabla 4.5. Continuación

Variedad	Nº de granos por vaina		
	Precoz	Normal	Tardía
Dorada de Aragón	5		5
Felisa	6	6	5
M. Venecia	5	5	4
M.V. var. Rapit	6	6	6
Oro del Rhin	5	6	4
PHA-0038	5	5	5
PHA-0050	5	6	6
PHA-0068	4	5	5
PHA-0099	5	6	5
PHA-0167	5	5	4
PHA-0177	4	6	5
PHA-0192	5	6	5
PHA-0217	5	5	6
PHA-0228	5	5	4
PHA-0266	6	5	5
PHA-0272	5	5	4
PHA-0275	5	5	6
PHA-0283	5	6	6
PHA-0287	4	5	4
PHA-0347	5	6	5
PHA-0394	6	6	6
PHA-0402	4	6	5
PHA-0417	4	6	4
PHA-0436	6	7	7
PHA-0453	5	5	5
PHA-0460	5	6	5
PHA-0465	5	6	5
PHA-0597	6	6	6
PHA-1075	6	6	6
PHA-1132	5	5	5
PHA-1133	5	6	7
PHA-1134	5	7	6
PHA-1135	4	6	5
PHA-1136	4	6	5
PHA-1137	5	7	6
PHA-1411	4	4	4
PHA-1412	5	6	6
PHA-1415	5	6	5
PHA-1417	6	6	6
PHA-1418	5	6	6
PMB-0063	5	5	4
PMB-0064	5	5	4
PMB-0066	5	5	4
PMB-0068	5	5	4
PMB-0069	5	5	5
PMB-0070	5	5	5
PMB-0073	5	5	5
LSD (5%) ¹	1	1	1

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Tabla 4.6. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por fecha de siembra en los caracteres de calidad de vaina estudiados

Variedad	Cuerda (mm)			Anchura (mm)		
	Precoz	Normal	Tardía	Precoz	Normal	Tardía
Dorada de Aragón	163,65		186,58	14,83		16,97
Felisa	135,27	141,16	129,93	19,21	17,20	19,62
M. Venecia	161,53	154,17	179,90	17,76	16,17	18,85
M.V. var. Rapit	120,58	119,08	120,88	17,63	17,16	18,93
Oro del Rhin	131,43	131,50	115,34	19,55	15,95	18,42
PHA-0038	112,35	110,98	111,92	17,36	16,04	18,19
PHA-0050	123,88	133,38	157,93	15,71	14,61	17,13
PHA-0068	101,93	109,21	99,45	16,43	16,58	16,85
PHA-0099	106,82	112,71	114,77	16,80	16,40	17,46
PHA-0167	122,00	116,85	111,04	16,69	15,20	17,28
PHA-0177	123,51	133,62	126,36	15,88	15,04	17,83
PHA-0192	97,08	102,05	118,77	13,75	12,66	17,02
PHA-0217	161,61	157,11	199,05	14,94	15,11	16,86
PHA-0228	85,37	95,61	101,86	13,77	12,80	16,33
PHA-0266	145,23	124,75	119,41	14,69	13,66	15,49
PHA-0272	125,62	123,56	120,04	17,96	17,60	18,93
PHA-0275	159,86	169,76	168,54	13,83	14,03	14,52
PHA-0283	179,25	167,93	198,44	16,14	14,56	16,92
PHA-0287	114,91	128,43	115,78	15,85	15,89	16,48
PHA-0347	160,41	164,28	196,02	15,45	15,32	17,23
PHA-0394	193,34	172,48	198,74	16,15	14,45	16,94
PHA-0402	114,83	119,14	113,89	17,40	15,03	17,32
PHA-0417	115,64	104,68	112,70	15,67	12,78	16,76
PHA-0436	165,55	174,47	161,02	17,12	15,38	15,81
PHA-0453	120,15	123,98	122,45	18,21	18,50	19,22
PHA-0460	117,19	121,26	116,36	17,50	16,95	17,97
PHA-0465	119,16	123,57	117,88	17,98	16,94	17,96
PHA-0597	169,64	152,95	193,73	15,98	14,84	16,83
PHA-1075	179,02	171,63	201,61	15,94	15,53	17,30
PHA-1132	102,29	91,90	102,13	13,23	12,14	14,99
PHA-1133	176,71	168,10	191,42	15,61	14,92	16,55
PHA-1134	146,38	167,50	155,35	15,27	14,90	16,07
PHA-1135	107,31	119,22	120,03	15,63	13,20	17,52
PHA-1136	113,45	133,49	126,70	16,03	14,82	17,66
PHA-1137	175,09	167,41	201,43	15,57	14,50	16,49
PHA-1411	104,11	95,51	110,58	16,99	15,09	17,84
PHA-1412	165,34	160,57	189,93	15,22	14,98	16,58
PHA-1415	105,50	110,25	111,70	15,63	15,11	16,02
PHA-1417	128,86	114,20	153,25	14,77	13,88	16,33
PHA-1418	123,94	119,77	167,52	16,01	14,47	17,49
PMB-0063	122,99	125,57	118,18	18,18	16,88	18,54
PMB-0064	122,35	113,78	123,06	17,83	16,63	19,09
PMB-0066	127,66	120,72	119,58	18,08	17,03	18,67
PMB-0068	120,30	126,99	128,08	17,55	17,26	19,11
PMB-0069	122,69	124,75	125,92	17,87	17,93	18,54
PMB-0070	125,03	124,47	122,55	18,29	16,53	18,72
PMB-0073	121,88	122,87	124,47	17,92	17,33	18,79
LSD (5%) ¹	12,10	22,60	16,30	1,30	1,50	1,50

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Tabla 4.6. Continuación

Variedad	Grosor (mm)			Índice de vaina		
	Precoz	Normal	Tardía	Precoz	Normal	Tardía
Dorada de Aragón	6,46		6,23	309,0		213,0
Felisa	6,33	6,32	6,38	217,1	265,6	123,5
M. Venecia	5,29	5,58	5,90	176,2	669,2	129,6
M.V. var. Rapit	5,94	6,36	6,08	305,9	266,9	183,5
Oro del Rhin	6,74	5,90	5,83	261,4		142,6
PHA-0038	6,34	6,12	6,03	317,0	319,8	222,2
PHA-0050	5,66	5,70	5,62	289,7	518,3	168,5
PHA-0068	5,74	5,97	5,51	688,2	336,5	239,5
PHA-0099	5,62	5,77	5,45	474,5	410,7	201,7
PHA-0167	6,97	6,93	6,23	354,8	324,6	123,2
PHA-0177	5,50	5,56	5,63	410,3	583,6	132,6
PHA-0192	5,31	5,66	5,91	901,4	759,9	240,5
PHA-0217	6,30	6,48	6,46	238,9	586,0	132,1
PHA-0228	5,30	5,41	5,65	570,3	483,3	282,6
PHA-0266	6,04	5,95	5,57	449,5	439,0	297,5
PHA-0272	5,25	5,54	5,55	306,4	370,6	136,8
PHA-0275	6,13	6,80	6,50	287,5	424,8	273,5
PHA-0283	6,41	6,63	6,43	365,7	478,5	143,8
PHA-0287	6,76	7,18	6,31	340,9	473,8	214,5
PHA-0347	6,11	7,05	6,41	353,6	486,1	166,1
PHA-0394	6,28	6,65	6,28	368,9	667,6	269,3
PHA-0402	6,46	5,95	6,02	255,0	501,4	139,1
PHA-0417	5,55	5,29	5,51	313,7		172,5
PHA-0436	7,96	7,83	7,07	219,9	269,5	247,2
PHA-0453	5,95	6,12	5,78	224,5	254,0	107,4
PHA-0460	5,95	5,97	5,85	379,0	351,4	206,8
PHA-0465	6,45	6,45	6,10	318,5	231,5	265,0
PHA-0597	6,49	6,65	6,27	429,5	645,3	154,0
PHA-1075	6,21	6,70	6,40	321,9	405,9	161,4
PHA-1132	5,42	5,54	5,89	665,5	1335,8	265,1
PHA-1133	6,30	6,53	6,25	337,4	423,9	163,2
PHA-1134	7,56	7,34	7,37	229,5	245,1	265,1
PHA-1135	5,78	5,60	5,51	271,4	469,8	265,2
PHA-1136	5,83	5,60	5,40	261,7	973,2	160,8
PHA-1137	6,56	6,31	6,67	271,5	748,3	228,6
PHA-1411	5,90	6,39	5,82	322,6	244,7	115,5
PHA-1412	5,93	6,39	5,98	414,1	805,4	153,8
PHA-1415	5,80	6,19	5,40		344,2	389,5
PHA-1417	6,61	6,46	6,71	223,4	376,6	130,8
PHA-1418	5,70	5,43	5,57			126,3
PMB-0063	5,27	5,34	5,33	235,8	366,0	148,8
PMB-0064	5,27	5,51	5,36	306,5	359,8	84,1
PMB-0066	5,39	5,11	5,24	285,9	402,6	171,1
PMB-0068	5,34	5,44	5,89	316,3	553,4	130,0
PMB-0069	5,18	5,35	5,38	403,2	375,8	124,5
PMB-0070	5,08	5,17	5,45	329,7	461,3	241,3
PMB-0073	5,12	5,45	5,44	283,6	274,1	134,5
LSD (5%) ¹	0,40	0,50	0,50	278,1		148,6

¹LSD= Mínima diferencia significativa

4.2.3. Comparación de medias de las variedades de judía de vaina amarilla por ambiente y fecha de siembra

Es importante describir cuales son las variedades más destacadas en cada uno de los caracteres en los que se ha encontrado una interacción significativa variedad x ambiente x fecha de siembra. Se ha observado que existe una interacción significativa variedad x ambiente x fecha de siembra en los caracteres agronómicos de días a inicio y fin de la recolección, duración de la recolección, vigor temprano, n° de granos por vaina y rendimiento (Tabla 4.7).

En cuanto a los caracteres días a inicio y fin de la recolección, y duración de la recolección, se observa que la variedad PHA-0050, tardó 75 días en ser recolectada, en la fecha de siembra precoz en Salcedo 2003, siendo éste el valor mínimo encontrado del total evaluado. En el caso de la fecha de siembra tardía, en este mismo ambiente, PHA-0050 tardó 80 días, y en este caso fue el valor máximo. Otro claro ejemplo fue la variedad PHA-0167, que en Salcedo 2004, en las siembras precoz y tardía, tardó 107 y 63 días respectivamente, siendo valores máximo y mínimo, respectivamente, del total de las variedades evaluadas. Se observa que una variedad pasa de ser precoz a tardía dependiendo de la fecha de siembra y del ambiente. Este hecho ocurre también en el carácter días a fin de la recolección, como es el caso de PHA-0228 que en Salcedo 2004 en las fechas de siembra precoz y normal obtuvo el valor máximo en el primer caso (139) y el mínimo en el segundo (82). Lo mismo ocurre en la duración de la recolección, así se puede observar que la variedad PHA-0192 en Tomiño 2003 en la fecha de siembra normal fue de 18 días, valor mínimo encontrado, y en cambio en Salcedo 2003 pero en la fecha de siembra tardía fue de 55 días. Por todo esto queda patente la interacción para estos caracteres de las variedades con la fecha de siembra y el ambiente. Zamora y Araya (1988) encontraron resultados similares al hacer un estudio de cultivo de judía asociado a café (*Coffea* sp.).

En cuanto al vigor temprano, destaca la variedad local PHA-0192, que en la fecha de siembra precoz presentó valores máximos en los cuatro ambientes pero en

cambio en la siembra normal, en Salcedo 2003, presentó el valor mínimo (4) mientras que en 2004 fue máximo (9). En la variedad comercial Oro del Rhin también existen valores extremos dependiendo del ambiente y la fecha de siembra. Así, se observa que al comparar el valor del vigor temprano en Salcedo 2004 en la fecha de siembra normal, que fue el mínimo (2), con el mismo ambiente y en Tomiño 2004 pero en las fechas de siembra precoz y tardía, presentó el valor máximo. Estas diferencias de vigor encontradas pueden ser debidas a diferencias en el desarrollo foliar entre algunos genotipos (Muramoto *et al.*, 1965) debido a los efectos competitivos entre plantas que dependen de las condiciones ambientales de cultivo.

La mejora genética directa del rendimiento es difícil, en general, por la baja heredabilidad (Escribano *et al.*, 1994) y los efectos ambientales sobre la expresión fenotípica de este carácter (Quevedo, 1998). En la judía verde, el principal factor directo es la producción de vaina por planta. Podría considerarse también el número de granos por vaina, desde el punto de vista de producción de semilla del material mejorado, si bien, en un programa de mejora genética debe primar la producción de vaina sobre el número de semillas por vaina (Edgardo y Ligarreto, 2006).

En cuanto al carácter de producción de vainas por planta, también se encontró en las variedades evaluadas, tanto comerciales como locales, valores máximos y mínimos dependiendo de la fecha de siembra y ambiente, por ejemplo PMB-0063, en Salcedo 2004 en la siembra precoz tuvo una producción de 774 g planta⁻¹ y en la siembra normal descendió hasta 87 g planta⁻¹. En cuanto a la variedad comercial Oro del Rhin en Salcedo 2003 en la fecha de siembra precoz tuvo una producción de 2192 g planta⁻¹ pero en la siembra tardía la producción fue menor. Esta situación debe ser considerada para definir la época de siembra, ya que si el invernadero durante todo el año proporciona las temperaturas requeridas, las variedades se pueden sembrar en cualquier época del año; en cambio no será posible su establecimiento si existen períodos durante el año con bajas temperaturas o demasiado altas. Es muy importante tener presente que el

rendimiento está asociado a la disponibilidad de temperaturas óptimas (Bascur, 2002), esto significa que en las siembras normal y tardía con temperaturas más extremas el rendimiento será inferior en comparación al ambiente más adecuado que se obtiene en la siembra precoz.

Los caracteres de calidad de vaina que presentaron una interacción significativa variedad x ambiente x fecha de siembra fueron cuerda, grosor, longitud, anchura y proporción de sólidos solubles de la vaina, lo que indica la diferente respuesta de las variedades en cada fecha de siembra a las condiciones ambientales en estos caracteres (Tabla 4.8).

La variedad comercial Maravilla de Venecia fue superior en más de 50 mm al comparar Tomiño 2004 en la siembra precoz con Salcedo 2003 en la siembra normal, y en esta última siembra al compararla con Tomiño 2003 la cuerda duplicó su tamaño. Lo mismo ocurre con el resto de los caracteres de tamaño que presentaron esta interacción, ya que hubo variedades locales y comerciales con valores muy diferentes dependiendo de la fecha de siembra y del ambiente. La variedad comercial Maravilla de Venecia var. Rapit, en Tomiño 2003, en la fecha de siembra precoz el grosor fue de 5,2 mm y en la siembra normal fue de 6,5 mm. La anchura de la variedad local PHA-0228, en la siembra normal en Salcedo 2004, tuvo 11,1 mm mientras que en la siembra tardía en ese ambiente fue de 17,9 mm.

El valor del carácter sólidos solubles de la vaina es un indicador de su sabor. La mayoría de las variedades evaluadas fueron buenas en este carácter ($\geq 4\%$), aunque se encontraron variedades que dependiendo del ambiente y de la fecha de siembra presentaron valores inferiores como es el caso de PHA-0266, que en la siembra precoz en Tomiño 2004, obtuvo el valor mínimo (2,5%). Los valores obtenidos en general concuerdan con otros estudios (Kirk y Sawyer, 1991; Bravo *et al.*, 1999), aunque es importante destacar que el valor medio obtenido en este carácter coincide con el valor más alto encontrado por Khah y Arvanitoyannis (2003) en la variedad Montano, lo que indica el buen potencial de estas variedades.

Tabla 4.7. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por ambiente y fecha de siembra en los caracteres agronómicos estudiados

Variedad	Días a inicio de la recolección									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomino 2003	Salcedo 2004	Tomino 2004	Salcedo 2003	Tomino 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomino 2004
Dorada de Aragón	75		80	127				71	66	
Felisa	75	107	86	117	73	73	66	70	63	61
M. Venecia	81	104	82		69	73	66	73	69	61
M.V. var. Rapit	78	107	90	127	68	73	61	70	66	61
Oro del Rhin	79	107	108		78		90	73	63	61
PHA-0038	79	108	86	113	68	73	66	72	63	61
PHA-0050	75	98	86	120	68	73	61	80	63	64
PHA-0068	76	119	86	113	70	73	66	73	72	61
PHA-0099	75		86	117	69	73	64	71	69	61
PHA-0167	76	110	108	117	74	73	66	70	63	61
PHA-0177	75	101	86	127	70	73	70	70	63	61
PHA-0192	75	101	90		73	80	73	70	63	61
PHA-0217	75	88	86	120	68	73	66	70	63	61
PHA-0228	75	110	104	120	76	73	59	71	63	61
PHA-0266	75	101	90	117	73	73	66	76	63	61
PHA-0272	75	104	82	117	69	73	66	80	63	61
PHA-0275	84	99	90	120	70	73	66	73	75	61
PHA-0283	75	98	86	113	69	86	66	71	63	61
PHA-0287	75	104	90	117	70	-	66	73	63	61
PHA-0347	76	104	90	127	73	86	66	73	63	61
PHA-0394	75	-	82	113	69	73	68	71	63	61
PHA-0402	75	101	86	-	73	73	71	74	63	61
PHA-0417	75	101	90	120	84	86	90	70	66	61
PHA-0436	81	104	82	-	73	-	68	78	75	61
PHA-0453	75	104	90	127	69	73	66	70	63	61
PHA-0460	75	-	90	120	70	73	66	71	66	61
PHA-0465	75	-	86	113	69	73	64	72	63	61
PHA-0597	81	93	90	113	69	73	66	70	63	61
PHA-1075	75	90	90	113	68	73	64	71	69	61
PHA-1132	80	107	90	131	85	80	79	70	72	61
PHA-1133	75	104	86	113	69	88	66	72	63	61
PHA-1134	75	111	90	-	75	-	66	78	81	64
PHA-1135	75	104	90	127	83	86	82	70	63	61
PHA-1136	75	110	86	127	73	73	70	71	63	61
PHA-1137	89	101	90	122	73	86	70	76	69	64
PHA-1411	84	101	94	120	73	73	71	73	63	61
PHA-1412	75	90	90	120	72	73	66	71	63	61
PHA-1415	75	104			68	73	63	71	63	61
PHA-1417	75	104	82	120	68	73	66	71	63	61
PHA-1418	75	98	90		68	73		72	63	
PMB-0063	76	104	90	124	70	73	66	76	63	61
PMB-0064	75	101	86	117	70	97	66	70	69	64
PMB-0066	75	106	86	120	69	73	68	74	72	61
PMB-0068	75	104	86	120	70	73	66	73	66	61
PMB-0069	81	104	86	117	70	73	66	70	63	61
PMB-0070	75	101	94	120	73	73	68	74	63	61
PMB-0073	75	101	96	120	75	73	66	76	69	61
LSD 5% ¹	6	5	12	13	6	15	6	7	8	1

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.7. Continuación

Variedad	Días a fin de la recolección									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	125		112	128				105	109	
Felisa	125	144	138	147	126	93	98	125	109	91
M. Venecia	125	144	139		118	98	86	110	109	91
M.V. var. Rapit	110	144	132	148	126	74	93	125	109	91
Oro del Rhin	125	144	131		112		91	103	109	91
PHA-0038	122	143	138	147	122	98	91	103	105	90
PHA-0050	125	144	136	143	126	90	94	114	109	91
PHA-0068	122	139	137	147	126	86	95	103	109	82
PHA-0099	125		136	145	118	88	101	91	106	91
PHA-0167	124	144	136	148	122	105	95	110	109	90
PHA-0177	125	144	131	131	112	105	110	103	109	91
PHA-0192	122	144	136		126	98	109	125	109	91
PHA-0217	125	144	135	145	126	105	90	125	109	91
PHA-0228	125	144	139	121	92	102	82	121	109	82
PHA-0266	125	144	138	147	126	74	90	125	109	81
PHA-0272	125	144	138	148	122	105	101	114	109	91
PHA-0275	105	144	131	148	126	105	98	103	118	91
PHA-0283	125	144	138	148	126	105	94	125	109	90
PHA-0287	122	144	130	147	126		93	103	126	88
PHA-0347	125	141	136	148	126	105	96	125	109	91
PHA-0394	124		137	148	126	105	103	125	109	91
PHA-0402	125	144	139		121	105	98	110	94	75
PHA-0417	125	138	131	141	122	105	110	125	109	90
PHA-0436	125	144	135		95		90	125	109	91
PHA-0453	125	144	136	148	117	105	110	121	109	91
PHA-0460	124		134	147	126	86	97	88	94	90
PHA-0465	122		133	148	122	74	93	86	94	82
PHA-0597	125	144	137	148	126	105	90	125	109	91
PHA-1075	125	144	138	148	126	105	90	125	109	90
PHA-1132	125	144	139	148	111	105	103	103	109	91
PHA-1133	122	144	139	147	123	105	96	125	109	90
PHA-1134	125	144	139		126		98	125	109	91
PHA-1135	125	144	131	128	122	93	117	103	109	91
PHA-1136	125	144	139	131	120	105	111	114	109	91
PHA-1137	125	141	132	148	126	105	94	125	109	91
PHA-1411	124	144	136	148	122	105	90	110	109	91
PHA-1412	125	144	138	147	122	105	98	125	109	88
PHA-1415	125	136			114	90	86	103	118	90
PHA-1417	124	144	138	148	120	93	90	125	109	90
PHA-1418	124	144	125		114	90		125	109	
PMB-0063	124	144	138	148	122	88	95	114	109	88
PMB-0064	124	144	139	148	126	106	90	121	109	91
PMB-0066	124	144	136	148	126	98	90	103	109	88
PMB-0068	122	144	136	147	126	86	97	110	109	91
PMB-0069	125	144	136	148	122	90	90	103	107	91
PMB-0070	125	144	132	148	126	98	90	104	109	90
PMB-0073	125	144	139	148	126	105	98	103	109	91
LSD 5% ¹	10	5	9	3	13	22	16	15	6	7

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.7. Continuación

Variedad	Duración de la recolección (días)									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	50		32	1				34	43	
Felisa	50	37	52	30	54	20	32	55	46	30
M. Venecia	47	40	57		49	25	20	37	40	30
M.V. var. Rapit	32	37	42	21	58	1	33	55	43	30
Oro del Rhin	47	37	23		34		1	30	46	30
PHA-0038	45	35	52	34	54	25	25	31	42	29
PHA-0050	50	46	50	23	58	17	34	34	46	28
PHA-0068	46	21	51	34	56	13	29	30	28	21
PHA-0099	50		50	29	49	15	37	20	37	30
PHA-0167	48	34	29	32	48	32	29	40	46	29
PHA-0177	53	43	45	4	42	32	40	33	46	30
PHA-0192	47	43	46		54	18	36	55	46	30
PHA-0217	50	57	49	25	58	32	24	55	46	30
PHA-0228	50	34	35	1	16	29	23	50	46	21
PHA-0266	50	43	48	30	54	1	24	49	46	20
PHA-0272	50	40	56	32	53	32	35	34	46	30
PHA-0275	24	45	41	28	56	32	32	30	43	30
PHA-0283	50	46	52	35	57	20	28	54	46	29
PHA-0287	47	40	40	30	56		27	30	63	27
PHA-0347	49	37	46	21	54	20	30	52	46	30
PHA-0394	49		55	35	57	32	35	54	46	30
PHA-0402	50	43	53		49	32	27	36	31	14
PHA-0417	53	37	41	21	38	25	20	55	43	29
PHA-0436	45	40	53		23		22	48	34	30
PHA-0453	53	40	46	21	48	32	44	51	46	30
PHA-0460	49		44	27	56	13	31	17	25	29
PHA-0465	47		47	35	52	1	29	14	31	21
PHA-0597	44	51	47	35	57	32	24	55	46	30
PHA-1075	50	54	48	35	58	32	26	54	40	29
PHA-1132	46	37	49	17	26	25	24	33	37	30
PHA-1133	47	40	53	34	54	17	30	53	46	29
PHA-1134	50	33	49		51		32	48	28	28
PHA-1135	50	40	41	1	39	13	35	33	46	30
PHA-1136	53	34	53	4	47	32	41	43	46	30
PHA-1137	37	40	42	26	54	20	24	49	40	28
PHA-1411	40	43	43	28	49	32	19	37	46	30
PHA-1412	50	54	48	27	51	32	32	54	46	27
PHA-1415	50	32			46	17	24	32	55	29
PHA-1417	49	40	56	28	52	20	24	54	46	29
PHA-1418	50	46	35		46	17		53	46	
PMB-0063	48	40	48	25	52	15	29	38	46	27
PMB-0064	49	43	53	32	56	9	24	51	40	28
PMB-0066	49	39	50	28	57	25	22	29	37	27
PMB-0068	50	40	50	27	56	13	31	37	43	30
PMB-0069	44	40	50	32	52	17	24	33	44	30
PMB-0070	50	43	39	28	54	25	22	30	46	29
PMB-0073	50	43	44	28	51	32	32	27	40	30
LSD 5% ¹	13	15	14	14	13	28	19	19	9	7

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.7. Continuación

Variedad	Vigor temprano								
	Precoz				Normal			Tardía	
	Salcedo 2003	Tomiño 2003	Salcedo 2004	Tomiño 2004	Salcedo 2003	Tomiño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Tomiño 2004
Dorada de Aragón	8		6					7	9
Felisa	8	9	9	7	8	8	8	7	7
M. Venecia	8	7	8	7	6	7	6	5	8
M.V. var. Rapit	8	3	7	6	5	4	5	9	8
Oro del Rhin	9	9	8	9	5	6	2	4	8
PHA-0038	6	7	6	8	6	6	7	5	7
PHA-0050	5	5	8	7	4	5	6	4	8
PHA-0068	5	5	7	8	7	6	7	3	6
PHA-0099	6	4	7	8	6	7	8	3	7
PHA-0167	7	8	7	9	5	8	9	6	7
PHA-0177	7	7	8	8	7	7	8	6	8
PHA-0192	9	8	9	7	4	5	9	8	8
PHA-0217	9	8	8	7	6	8	8	7	9
PHA-0228	9	9	8	8	8	7	5	5	8
PHA-0266	9	9	9	7	6	7	7	5	8
PHA-0272	8	9	9	8	5	7	8	7	8
PHA-0275	4	7	6	9	6	8	7	7	8
PHA-0283	9	8	7	9	6	7	9	8	9
PHA-0287	7	9	8	8	6	6	7	5	7
PHA-0347	9	7	7	8	8	8	8	8	8
PHA-0394	9	-	8	9	7	8	9	9	9
PHA-0402	7	5	7	8	6	7	7	2	7
PHA-0417	8	9	8	6	9	7	6	6	7
PHA-0436	7	7	8	-	9	3	7	9	8
PHA-0453	8	8	7	7	8	7	8	8	8
PHA-0460	6	-	7	9	5	6	8	4	6
PHA-0465	6	6	8	8	7	6	8	4	7
PHA-0597	9	7	7	8	6	7	9	9	8
PHA-1075	8	7	7	8	6	9	8	9	8
PHA-1132	9	9	9	9	4	6	8	5	7
PHA-1133	9	8	8	8	6	7	8	9	9
PHA-1134	7	7	8	-	7	6	6	8	9
PHA-1135	6	3	7	8	5	7	8	5	6
PHA-1136	7	6	8	8	8	7	6	6	8
PHA-1137	9	8	9	8	5	7	8	7	9
PHA-1411	6	9	7	7	4	7	6	4	7
PHA-1412	9	8	8	8	7	8	8	9	9
PHA-1415	6	4	-	-	4	6	7	4	7
PHA-1417	8	9	7	7	5	5	6	8	8
PHA-1418	6	7	8	-	4	7	-	7	8
PMB-0063	7	7	8	8	4	7	7	6	8
PMB-0064	7	9	8	9	6	6	6	5	8
PMB-0066	7	7	8	8	6	7	4	6	7
PMB-0068	7	9	9	8	6	6	7	6	7
PMB-0069	8	5	8	9	4	7	7	7	7
PMB-0070	8	9	8	9	6	7	6	4	8
PMB-0073	7	6	7	8	4	6	7	6	8
LSD 5% ¹	3	3	2	2		2	3	2	1

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.7. Continuación

Variedad	Nº de granos por vaina									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	4,2		6,5					4,0	5,5	
Felisa	4,9	5,8	5,0	6,5	6,3	5,7	6,5	4,0	5,0	6,5
M. Venecia	4,1	5,5	4,5		5,5	4,8	5,0	3,0	4,0	5,0
M.V. var. Rapit	5,8	6,0	5,0	7,0	7,7	4,6	5,0	4,5	7,0	7,0
Oro del Rhin	4,5	5,5	5,5		6,1			2,0	5,0	6,0
PHA-0038	3,7	4,8	5,0	6,0	5,5	3,5	6,0	3,5	5,0	5,5
PHA-0050	4,3	5,1	5,0	5,5	6,0	3,1	6,5	5,5	5,5	7,0
PHA-0068	3,4	4,3	3,5	6,0	5,2	3,7	5,0	4,0	4,0	5,5
PHA-0099	4,7	5,8	4,0	6,0	5,9	4,7	6,0	3,0	5,0	6,0
PHA-0167	4,4	5,6	5,5	5,5	5,1	3,9	6,0	3,5	4,0	5,0
PHA-0177	3,2	3,7	5,0	6,0	6,4	5,4	6,0	3,0	4,5	6,0
PHA-0192	3,3	5,0	6,0		5,5	4,6	6,0	3,5	5,0	6,0
PHA-0217	5,0	4,1	5,5	6,0	6,1	4,2	6,0	4,5	5,5	7,0
PHA-0228	3,6	5,0	5,5		5,6	4,7	5,0	2,5	4,0	5,0
PHA-0266	4,9	5,9	5,5	6,0	5,5	4,1	6,0	3,5	5,0	5,5
PHA-0272	4,0	4,9	5,0	5,5	5,6	4,5	5,0	3,0	4,0	5,5
PHA-0275	4,3	6,0	4,5	6,0	6,4	4,1	6,0	4,0	6,0	7,5
PHA-0283	5,3	4,3	5,0	6,5	6,2	4,5	6,5	5,5	5,5	7,0
PHA-0287	3,6	3,4	4,0	5,5	4,9		5,5	3,0	4,0	5,5
PHA-0347	4,5	4,9	5,0	6,0	6,0	4,2	7,0	4,0	6,0	6,0
PHA-0394	5,3		5,5	7,0	6,3	5,0	7,0	4,0	6,0	7,5
PHA-0402	3,4	4,2	5,0		5,9	4,8	6,0	4,0	5,0	5,5
PHA-0417	2,6	4,1	5,0	6,0	6,4	5,3	6,5	3,0	4,0	5,0
PHA-0436	4,5	6,1	6,0		6,3		7,0	5,0	7,0	8,0
PHA-0453	4,1	5,1	5,0	6,0	5,7	2,7	5,5	5,0	5,0	5,0
PHA-0460	4,6		4,5	7,0	5,7		6,5	4,0	5,0	6,0
PHA-0465	4,2		4,5	6,5	6,1	4,3	6,5	1,0	5,0	6,0
PHA-0597	4,9	5,5	5,0	7,0	6,4	4,4	7,0	4,0	6,0	7,5
PHA-1075	5,0	5,0	6,0	6,0	6,7	3,8	6,5	3,5	5,5	7,5
PHA-1132	3,6	5,5	5,0	6,0	5,7	3,8	6,0	2,0	5,0	6,0
PHA-1133	4,4	4,6	6,0	6,5	5,6	4,7	7,0	6,0	6,5	7,0
PHA-1134	4,4	5,8	6,0		7,2		7,0	4,0	6,5	7,5
PHA-1135	3,5	4,5	4,5		6,8	5,6	7,0	3,5	4,5	6,0
PHA-1136	3,0	4,4	4,0		6,6	5,3	6,0	3,5	5,0	6,0
PHA-1137	4,8	5,1	5,0	6,5	6,4	6,3	7,0	4,0	5,5	7,5
PHA-1411	2,9	3,5	4,5	5,0	4,8	4,3	3,5	3,0	4,5	6,0
PHA-1412	4,6	5,3	5,0	7,0	6,0	4,3	6,5	5,0	6,0	7,5
PHA-1415	4,1	5,2			6,0	5,6	5,5	3,0	5,0	6,5
PHA-1417	4,7	4,7	6,0	7,0	6,2	7,0	6,5	5,5	5,5	7,5
PHA-1418	4,6	4,4	6,0		5,7	5,1		5,0	6,0	
PMB-0063	4,0	4,7	4,0	6,0	5,1	4,2	4,5	3,5	4,0	5,0
PMB-0064	3,5	4,6	5,0	5,5	4,9	3,7	5,5	4,0	4,0	6,0
PMB-0066	4,1	5,1	4,5	6,5	5,3	4,9	4,0	3,0	4,0	5,5
PMB-0068	4,0	4,8	4,5	5,5	5,3	3,9	5,5	3,0	4,0	6,0
PMB-0069	4,1	4,8	4,5	6,0	4,8	4,5	5,0	4,0	4,0	6,0
PMB-0070	4,0	4,9	5,0	6,0	5,3	5,1	5,0	3,5	5,0	5,5
PMB-0073	3,7	4,6	5,0	5,0	4,8	5,0	5,5	3,0	4,5	6,0
LSD 5% ¹	1,0	1,1	1,2	1,1	0,9	0,8	1,6	1,4	0,7	1,0

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.7. Continuación

Variedad	Rendimiento de la vaina (g planta ⁻¹)									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	379		315					129	586	
Felisa	1924	1421	448	2585	669	1789	383	121	368	653
M. Venecia	1088	949	330		301	320	94	68	306	913
M.V. var. Rapit	677	1099	300	649	309	94	169	59	398	833
Oro del Rhin	2192	513	113		894			29	374	1032
PHA-0038	379	679	157	1395	385	331	147	70	192	426
PHA-0050	441	1346	535	713	279	91	478	56	519	722
PHA-0068	302	362	313	1599	364	40	123	40	99	312
PHA-0099	533		360	930	318	22	188	31	257	665
PHA-0167	782	1020	379	2632	859	770	258	59	300	905
PHA-0177	508	1050	134	324	223	644	90	106	271	641
PHA-0192	645	304	146		370	515	153	165	361	526
PHA-0217	452	943	455	1205	146	209	258	210	592	966
PHA-0228	691	320	129	945	44	509	57	45	230	513
PHA-0266	852	1046	436	1175	177	19	68	30	191	117
PHA-0272	1374	570	317	1847	652	223	195	48	238	636
PHA-0275	116	794	58	1298	466	207	203	50	218	748
PHA-0283	377	1248	408	1802	348	302	387	207	747	1026
PHA-0287	587	1942	526	1259	758		184	65	208	962
PHA-0347	425	1020	356		487	290	171	212	584	832
PHA-0394	548		535	1343	887	396	206	179	630	702
PHA-0402	459	595	552		250	694	121	43	218	192
PHA-0417	625	498	60		96	776	111	67	270	581
PHA-0436	1705	1522	379		198		529	90	288	806
PHA-0453	622	923	258	839	462	89	82	115	317	297
PHA-0460	643		393	1705	208	12	270	53	150	696
PHA-0465	516	1902	365	2243	521	13	270	50	154	458
PHA-0597	368	1566	415	1990	194	505	225	201	642	696
PHA-1075	380	1266	395	1910	527	330	241	227	462	582
PHA-1132	237	438	233	510	356	351	60	23	148	620
PHA-1133	438	1119	388	1708	508	307	620	191	582	927
PHA-1134	706	996	309		1000		327	50	286	710
PHA-1135	279	434	145	447	157	358	125	55	236	801
PHA-1136	564	406	192	62	295	804	93	77	336	666
PHA-1137	487	1146	415	1460	590	299	235	128	600	646
PHA-1411	310	896	86	1957	92	267	33	52	218	753
PHA-1412	345	1721	568	2362	326	421	145	212	516	905
PHA-1415	114	833			472	108	381	36	199	404
PHA-1417	347	1473	365	1797	263	27	130	193	461	670
PHA-1418	530	1115	323		239	46		75	335	
PMB-0063	733	490	443	711	688	138	187	41	268	469
PMB-0064	692	523	774	1290	645	46	87	66	228	987
PMB-0066	593	733	301	1484	797	157	62	45	230	335
PMB-0068	944	627	446	1157	951	18	156	48	189	1203
PMB-0069	723	509	283	1337	424	129	213	51	443	807
PMB-0070	839	452	427	1706	602	201	110	37	282	676
PMB-0073	602	423	414	989	953	85	211	68	287	680
LSD 5% ¹	448	763	282	1881	602	407	223	93	124	479

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.8. Medias de las variedades estudiadas en los caracteres de calidad de vaina estudiados por ambientes y fechas de siembra

Variedad	Cuerda de la vaina (mm)									
	Precoz				Normal				Tardía	
	Salcedo 2003	Tomiño 2003	Salcedo 2004	Tomiño 2004	Salcedo 2003	Tomiño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomiño 2004
Dorada de Aragón	141,65		185,65					129,85	215,00	
Felisa	133,30	126,30	126,80	150,18	137,00	139,70	146,05	118,45	135,50	135,85
M. Venecia	117,60	129,35	114,80		125,85	110,30	116,69	99,76	127,75	135,13
M.V. var. Rapit	157,25	165,10	169,48	147,06	200,20	102,90	133,78	132,85	196,03	210,76
Oro del Rhin	128,45	146,90	118,95		131,50			88,26	138,15	118,60
PHA-0038	101,03	117,30	108,93	128,53	117,95	93,30	112,85	89,08	126,80	119,63
PHA-0050	132,75	120,65	122,03	120,08	141,45	98,40	142,80	130,93	182,13	160,73
PHA-0068	93,03	102,45	104,93	116,21	120,95	89,00	107,58	77,41	109,28	108,08
PHA-0099	106,10	110,30	95,75	116,87	116,80	99,70	115,13	85,75	122,33	121,49
PHA-0167	111,45	133,40	118,55	130,30	123,50	97,35	129,70	81,75	127,38	123,35
PHA-0177	111,95	125,25	129,02	127,84	142,80	128,45	129,60	104,05	139,35	135,68
PHA-0192	89,30	113,20	88,73		108,55	107,40	92,88	118,58	124,85	111,66
PHA-0217	159,80	153,70	161,43	171,50	186,40	118,85	166,08	171,60	216,40	209,15
PHA-0228	86,05	92,20	77,88		94,70	104,25	80,15	87,93	114,50	103,15
PHA-0266	147,75	141,35	141,30	150,51	135,05	96,10	128,79	85,95	152,30	119,88
PHA-0272	125,20	123,55	117,05	136,48	134,70	108,25	127,73	98,51	134,00	127,60
PHA-0275	138,60	168,80	145,47	186,59	184,65	151,40	173,23	124,75	181,75	199,14
PHA-0283	168,10	167,05	179,73	202,13	179,75	137,10	186,95	164,70	218,73	211,90
PHA-0287	105,90	100,40	106,18	139,93	135,20		121,65	89,60	128,40	129,33
PHA-0347	147,05	150,15	161,25	183,21	185,85	124,60	182,38	163,60	226,35	198,10
PHA-0394	194,95		170,55	214,52	190,75	146,55	180,13	152,58	227,75	215,90
PHA-0402	123,85	108,15	112,48		122,25	116,20	115,85	89,85	137,98	112,89
PHA-0417	102,75	110,60	119,88	143,00	89,65	105,05	119,34	99,33	120,18	113,85
PHA-0436	157,20	173,30	166,15		175,30		174,05	128,70	172,83	181,53
PHA-0453	119,65	118,50	113,80	137,18	139,20	98,40	121,55	111,20	133,03	122,34
PHA-0460	109,40		107,83	134,35	117,30		125,23	90,00	120,66	125,25
PHA-0465	104,80		110,93	141,74	132,40	91,70	130,68	90,00	125,48	124,23
PHA-0597	159,15	164,75	169,25	185,40	157,55	127,35	173,95	163,85	224,85	192,48
PHA-1075	181,95	176,85	177,13	180,14	197,45	131,50	185,95	169,70	224,00	209,93
PHA-1132	77,50	131,10	101,30	96,20	90,30	92,90	92,50	65,80	114,35	124,00
PHA-1133	17,10	160,30	177,88	198,58	173,70	140,30	190,30	148,60	217,10	208,57
PHA-1134	138,00	147,60	153,53		170,20		164,80	111,91	165,10	189,05
PHA-1135	107,25	109,85	104,83		117,50	116,15	124,01	98,13	134,88	127,08
PHA-1136	106,55	116,50	117,30		143,20	126,50	127,28	104,64	141,43	134,05
PHA-1137	168,95	161,25	175,38	194,78	165,40	160,75	176,08	162,65	229,15	212,50
PHA-1411	91,30	103,90	108,83	120,75	95,75	108,45	82,32	85,42	123,10	135,85
PHA-1412	160,05	151,55	163,15	196,63	177,10	138,55	166,05	139,50	214,03	216,28
PHA-1415	110,10	100,90			114,40	116,50	102,98	84,23	128,53	121,73
PHA-1417	127,90	124,00	124,45	144,45	113,85	108,30	117,50	139,63	167,53	152,60
PHA-1418	124,83	123,70	120,90		127,65	104,00		137,65	182,43	
PMB-0063	113,95	129,25	108,73	140,03	132,60	113,00	124,83	96,47	134,73	123,13
PMB-0064	109,55	126,60	111,78	141,48	131,00	88,30	122,05	99,95	137,50	140,40
PMB-0066	121,40	129,25	118,15	141,85	138,45	115,55	108,15	97,01	140,25	119,98
PMB-0068	109,25	128,95	111,70	132,32	142,60	104,20	122,77	105,35	137,63	141,28
PMB-0069	119,10	115,65	120,98	135,05	126,90	118,80	125,58	95,63	141,10	141,03
PMB-0070	117,55	121,55	126,48	134,53	133,65	112,40	121,32	98,04	144,23	125,40
PMB-0073	107,85	120,50	126,33	132,85	127,10	111,00	130,50	96,74	138,45	138,23
LSD 5% ¹	22,43	22,27	20,61	29,06	24,20	29,51	37,36	21,39	10,75	19,96

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.8. Continuación

Variedad	Longitud de la vaina (mm)									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomño 2003	Salcedo 2004	Tomño 2004	Salcedo 2003	Tomño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomño 2004
Dorada de Aragón	169,85		210,20					197,75	226,03	
Felisa	134,25	139,60	132,30	154,53	144,35	148,80	151,68	193,90	135,90	137,08
M. Venecia	117,90	136,65	118,30		131,35	130,20	117,93	193,18	128,33	136,13
M.V. var. Rapit	170,95	185,05	182,53	150,31	213,65	137,50	150,55	191,30	201,55	217,08
Oro del Rhin	129,55	158,65	122,61		134,55			189,18	139,33	121,40
PHA-0038	102,50	121,63	110,48	137,71	125,95	100,50	118,03	183,65	127,48	119,33
PHA-0050	158,40	171,35	159,83	167,55	175,20	127,40	172,43	182,75	195,78	191,95
PHA-0068	95,05	110,60	108,65		130,35	99,70	115,75	179,25	107,46	114,67
PHA-0099	111,70	113,20	97,70		122,40	110,70	117,00	174,00	122,65	122,75
PHA-0167	113,40	140,30	121,65	143,59	131,95	113,50	134,33	171,58	127,73	126,43
PHA-0177	115,40	129,95	131,39	131,45	147,65	136,80	132,80	157,80	139,95	136,78
PHA-0192	97,45	122,70	103,95		117,25	114,70	101,15	157,40	125,13	115,05
PHA-0217	197,85	193,50	190,38	198,18	212,40	153,15	195,58	152,56	224,83	221,75
PHA-0228	96,30	104,55	103,60		107,25	108,75	93,50	149,13	114,80	105,73
PHA-0266	156,90	163,45	151,73	174,27	156,45	122,50	152,86	136,75	162,28	132,26
PHA-0272	127,60	139,60	125,65	152,78	149,10	136,40	137,83	135,40	135,00	134,45
PHA-0275	152,35	189,60	163,83	198,00	205,70	174,85	188,88	127,50	186,63	203,60
PHA-0283	205,05	211,00	211,88	238,52	230,85	191,75	219,80	120,98	226,90	230,88
PHA-0287	107,70	104,30	110,55	147,24	141,65		127,33	120,50	129,45	130,18
PHA-0347	167,20	190,55	190,95	215,86	231,60	165,70	214,45	117,20	233,50	207,93
PHA-0394	214,90		203,83	246,21	234,85	206,70	216,68	113,05	235,13	229,93
PHA-0402	126,30	115,40	117,28		130,00	131,30	119,25	108,75	172,28	118,67
PHA-0417	107,65	118,65	124,98	158,29	100,60	119,60	126,92	108,58	122,60	121,15
PHA-0436	173,30	184,25	168,50		188,60		191,30	108,27	174,63	183,23
PHA-0453	122,85	122,60	115,18	139,18	144,50	103,00	124,10	108,14	133,23	124,25
PHA-0460	111,30		109,40	139,12	122,75		126,63	106,88	123,47	125,68
PHA-0465	105,95		113,03	145,42	139,60	105,00	133,88	106,88	126,10	125,60
PHA-0597	188,50	213,70	195,55	238,56	218,55	192,60	206,25	106,84	235,48	212,28
PHA-1075	203,90	203,60	196,08	214,57	228,70	175,90	212,15	104,35	229,43	216,16
PHA-1132	107,65	146,25	114,30	122,35	103,70	109,50	109,75	104,05	115,00	116,75
PHA-1133	194,80	215,15	213,43	229,05	216,25	193,75	220,23	103,95	223,20	227,55
PHA-1134	139,75	162,45	158,70		178,80		171,15	103,27	167,93	190,13
PHA-1135	110,85	114,50	107,40		119,25	130,00	125,05	103,13	136,90	128,30
PHA-1136	108,75	133,05	118,80		147,95	139,10	130,48	102,24	141,90	135,18
PHA-1137	206,00	218,65	216,63	231,95	227,55	197,00	213,48	102,50	236,10	229,68
PHA-1411	93,70	109,80	113,03	129,90	107,70	123,85	101,50	101,41	124,45	137,15
PHA-1412	190,50	213,20	193,43	230,42	214,50	194,90	198,80	97,49	221,73	226,98
PHA-1415	129,80	146,30			148,75	154,60	132,10	93,75	148,70	144,33
PHA-1417	154,15	162,90	168,18	185,05	166,40	158,30	157,23	92,73	182,23	177,10
PHA-1418	155,00	166,80	173,90		162,70	137,90		92,67	196,70	
PMB-0063	121,20	139,55	117,10	153,55	144,65	135,00	134,50	92,15	136,80	132,93
PMB-0064	118,35	140,60	120,80	154,78	144,15	117,50	130,50	91,12	139,18	149,30
PMB-0066	127,45	148,90	126,80	154,58	154,85	142,05	114,53	90,43	141,88	130,82
PMB-0068	116,70	137,20	118,23	159,03	153,45	133,00	134,14	88,56	139,88	147,05
PMB-0069	126,75	133,05	127,85	126,39	139,30	149,80	137,03	84,80	142,00	149,88
PMB-0070	124,60	137,25	133,53	158,95	148,15	144,10	131,77	82,20	145,88	135,00
PMB-0073	113,70	136,20	132,95	124,14	139,00	137,00	141,48	81,25	141,15	147,23
LSD 5% ¹	26,38	25,07	21,12	157,89	25,07	33,64	34,17	19,16	16,59	18,26

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.8. Continuación

Variedad	Grosor de la vaina (mm)									
	Precoz				Normal			Tardía		
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	6,35		6,57					5,94	6,38	
Felisa	6,65	5,60	6,50	6,21	5,80	7,40	6,30	6,36	6,16	6,61
M. Venecia	6,25	5,40	6,18		5,65	6,70	6,91	5,66	6,08	6,50
M.V. var. Rapit	4,95	5,20	5,09	6,56	5,15	6,50	5,54	6,38	5,97	5,26
Oro del Rhin	7,00	7,00	6,22		5,90			5,03	6,30	6,17
PHA-0038	6,13	6,82	6,08	6,05	6,00	5,50	6,54	5,96	6,29	6,20
PHA-0050	5,40	5,90	5,92	5,40	5,75	5,60	5,70	5,19	5,79	5,89
PHA-0068	5,60	5,60	5,96	5,94	5,95	5,70	6,14	5,16	5,75	5,54
PHA-0099	5,70	6,20	5,58	5,30	5,50	6,00	5,92	4,47	5,66	5,75
PHA-0167	7,15	7,10	6,97	6,72	6,55	7,35	6,90	5,28	6,43	6,98
PHA-0177	5,55	5,65	5,54	5,27	5,35	5,50	5,84	5,24	5,67	5,97
PHA-0192	5,25	5,40	5,28		5,30	6,10	5,80	5,67	5,86	6,21
PHA-0217	7,20	5,55	6,71	5,74	6,50	6,65	6,30	6,41	6,52	6,46
PHA-0228	5,60	5,10	5,20		4,90	5,90	5,44	4,78	6,10	6,06
PHA-0266	6,25	5,95	6,08	5,87	5,55	5,70	6,48	4,69	5,85	6,18
PHA-0272	5,00	5,60	5,17	5,13	5,45	5,65	5,52	5,24	5,65	5,76
PHA-0275	5,80	6,15	6,47	6,08	6,55	6,80	7,05	6,49	6,58	6,46
PHA-0283	6,65	6,45	6,40	6,15	6,75	6,40	6,75	6,51	6,42	6,38
PHA-0287	6,40	6,80	6,84	7,03	7,15		7,21	5,49	6,36	7,09
PHA-0347	5,90	6,35	6,33	5,84	6,95	7,30	6,91	6,23	6,44	6,56
PHA-0394	6,95		6,19	5,71	6,70	6,65	6,59	6,22	6,31	6,31
PHA-0402	7,25	6,25	5,88		5,70	6,70	5,70	5,67	6,06	6,34
PHA-0417	5,65	5,50	5,60	5,38	4,75	5,65	5,48	5,06	5,76	5,72
PHA-0436	7,60	8,20	8,07		7,70		7,89	6,80	7,08	7,32
PHA-0453	6,05	5,90	5,97	5,83	6,25	6,00	6,05	5,89	5,72	5,75
PHA-0460	6,20		5,69	5,96	5,85		6,08	5,50	5,87	6,01
PHA-0465	6,40		6,30	6,64	6,40	6,40	6,53	5,59	5,93	6,54
PHA-0597	6,55	6,40	6,77	6,25	6,40	6,95	6,60	6,41	6,25	6,16
PHA-1075	6,30	6,30	6,65	5,61	6,80	6,95	6,34	6,44	6,63	6,13
PHA-1132	5,10	5,75	5,58	5,08	4,95	6,15	5,51	4,78	6,14	6,20
PHA-1133	6,50	6,10	6,56	6,05	6,25	6,45	6,90	6,22	6,31	6,24
PHA-1134	7,80	7,45	7,43		6,80		7,87	7,21	7,25	7,66
PHA-1135	5,95	5,85	5,53		5,45	6,10	5,25	4,83	5,66	6,05
PHA-1136	5,45	6,35	5,68		5,15	6,20	5,76	5,29	5,14	5,77
PHA-1137	6,80	6,40	6,85	6,18	6,25	6,25	6,43	6,74	6,80	6,47
PHA-1411	6,00	5,80	5,84	6,04	6,15	7,20	5,83	5,57	5,76	6,45
PHA-1412	5,95	6,00	6,15	5,62	6,15	6,80	6,23	5,69	6,17	6,07
PHA-1415	6,10	5,50			6,00	6,60	6,17	4,45	5,84	5,93
PHA-1417	6,50	6,60	6,70	6,62	6,55	6,80	6,20	6,86	6,51	6,77
PHA-1418	5,70	5,50	6,07		5,60	5,10		5,08	5,81	
PMB-0063	5,05	5,80	5,21	5,02	5,10	5,70	5,41	4,95	5,51	5,34
PMB-0064	5,30	5,05	5,37	5,38	5,05	6,20	5,29	4,98	5,54	5,76
PMB-0066	5,65	5,50	5,32	5,09	4,95	5,05	5,32	5,02	5,45	5,69
PMB-0068	5,10	5,30	5,36	5,62	5,30	5,70	5,46	5,99	5,75	5,93
PMB-0069	5,35	5,25	5,04	5,09	5,10	5,60	5,48	4,98	5,51	5,63
PMB-0070	5,20	5,05	4,92	5,16	5,05	5,20	5,27	5,21	5,42	5,74
PMB-0073	4,65	5,35	5,25	5,22	5,25	5,20	5,89	5,24	5,40	5,66
LSD 5% ¹	1,09	0,60	0,43	0,71	0,67	1,19	0,64	0,88	0,53	0,69

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.8. Continuación

Variedad	Anchura de la vaina (mm)									
	Precoz				Normal				Tardía	
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	15,15		14,51					15,60	17,66	
Felisa	20,20	17,80	19,23	18,90	17,50	17,90	16,55	20,70	20,21	17,96
M. Venecia	18,60	16,95	17,32		16,85	17,10	17,49	18,98	19,68	18,13
M.V. var. Rapit	17,70	17,00	18,12	18,64	17,65	17,00	14,28	18,76	19,42	18,36
Oro del Rhin	20,55	21,70	16,40		15,95			17,29	21,12	16,86
PHA-0038	17,47	18,15	15,37	17,57	17,40	13,10	16,15	17,85	18,74	17,99
PHA-0050	16,05	16,15	15,23	15,40	15,05	14,40	14,28	17,45	17,80	16,13
PHA-0068	16,77	15,80	16,99	15,83	18,00	13,50	16,70	15,45	18,28	16,83
PHA-0099	17,30	16,50	16,46	16,80	16,20	16,00	16,79	15,84	18,49	17,24
PHA-0167	18,55	17,30	15,08	16,13	15,45	14,55	15,59	16,35	18,80	16,68
PHA-0177	16,10	16,45	16,44	14,52	15,20	14,40	15,51	17,83	18,74	16,94
PHA-0192	13,20	15,90	12,15		13,10	13,80	11,66	18,32	17,47	15,26
PHA-0217	15,75	14,20	15,37	14,46	15,20	15,45	14,69	17,79	17,25	15,54
PHA-0228	13,80	14,30	13,21		12,10	14,35	11,11	16,50	17,93	14,58
PHA-0266	15,45	14,55	14,21	14,55	13,85	13,00	13,80	14,59	16,70	15,19
PHA-0272	17,40	18,65	17,22	18,28	17,10	18,00	17,70	18,03	20,46	18,30
PHA-0275	11,80	14,40	14,56	14,56	14,15	14,35	13,59	14,77	14,92	13,88
PHA-0283	15,90	16,95	16,11	15,60	15,15	13,80	14,74	17,93	17,94	14,90
PHA-0287	15,50	15,90	15,12	16,90	16,15		15,63	16,04	17,80	15,60
PHA-0347	14,20	16,10	15,94	15,55	15,90	15,00	15,05	18,50	17,03	16,17
PHA-0394	17,05		15,87	15,54	15,10	13,90	14,36	18,48	17,94	14,39
PHA-0402	20,20	16,20	15,79		15,10	15,60	14,33	17,16	18,79	16,02
PHA-0417	15,60	15,45	14,61	18,34	11,00	13,25	14,09	16,88	17,81	15,59
PHA-0436	16,80	17,45	17,11		15,60		15,27	16,00	15,93	15,49
PHA-0453	19,30	17,65	17,29	18,98	19,15	18,90	17,66	19,41	20,20	18,05
PHA-0460	18,30		16,82	17,38	16,90		16,99	17,14	19,03	17,33
PHA-0465	18,00		16,96	18,97	17,00	15,10	17,80	16,23	18,80	17,99
PHA-0597	15,90	16,00	16,16	15,85	14,70	15,30	14,52	18,12	17,20	15,18
PHA-1075	16,30	16,25	16,16	15,05	15,40	16,50	14,69	19,31	17,52	15,09
PHA-1132	12,15	14,60	12,92	13,28	11,00	14,05	11,37	13,37	16,61	14,19
PHA-1133	16,40	15,70	15,63	14,70	15,00	14,55	15,21	17,38	16,84	15,43
PHA-1134	15,25	15,95	14,60		14,60		15,19	16,86	15,36	15,99
PHA-1135	16,25	15,75	14,87		12,60	13,75	13,26	16,92	19,21	16,45
PHA-1136	15,60	15,45	17,04		14,80	14,30	15,11	17,14	18,94	16,90
PHA-1137	15,80	15,15	16,58	14,75	14,35	14,95	14,21	17,52	17,01	14,95
PHA-1411	17,45	16,75	16,64	17,27	13,85	16,80	14,63	16,98	18,80	17,64
PHA-1412	14,60	15,60	15,50	15,15	15,45	15,20	14,30	17,40	17,22	15,14
PHA-1415	16,15	15,10			15,30	16,10	14,44	15,20	16,72	16,15
PHA-1417	14,50	15,60	14,70	14,62	14,70	13,60	13,20	16,86	17,14	14,98
PHA-1418	16,25	15,65	15,76		14,65	14,10		16,66	17,90	
PMB-0063	16,95	19,70	17,83	18,22	16,70	16,80	17,10	17,47	20,19	17,98
PMB-0064	17,30	17,85	17,12	19,05	17,30	16,20	16,38	17,58	20,50	19,32
PMB-0066	18,30	18,45	17,84	17,72	18,00	17,35	15,73	17,29	20,50	18,23
PMB-0068	16,80	18,55	17,15	17,68	17,45	16,80	17,29	18,45	20,24	18,63
PMB-0069	17,65	17,30	17,52	19,01	17,45	19,80	17,47	17,53	19,44	18,66
PMB-0070	17,20	18,45	18,14	19,35	16,45	16,60	16,57	17,77	20,17	18,21
PMB-0073	16,10	19,25	17,97	18,35	17,35	16,70	17,95	18,18	19,69	18,49
LSD 5% ¹	2,89	2,10	1,34	1,48	1,77	3,43	2,16	2,52	1,46	1,64

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

Tabla 4.8. Continuación

Variedad	Sólidos solubles de la vaina (%)									
	Precoz				Normal		Tardía			
	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004	Salcedo 2003	Tomíño 2003	Salcedo 2004	Salcedo 2003	Salcedo 2004	Tomíño 2004
Dorada de Aragón	4,65		4,30					4,60	4,30	
Felisa	4,45	3,90	3,50	6,05	4,65	4,10	4,60	4,00	4,50	4,75
M. Venecia	5,10	4,25	3,65		4,50	5,00	4,75	5,35	4,50	4,25
M.V. var. Rapit	5,00	4,30	4,65	5,00	5,50	4,30	6,75	4,25	4,65	4,75
Oro del Rhin	4,95	4,50	5,00		5,50			4,70	4,40	5,25
PHA-0038	5,10	4,15	4,45	5,45	4,20	4,70	4,75	3,90	4,50	4,95
PHA-0050	4,95	4,20	4,40	4,50	4,70	4,60	5,70	4,50	5,25	4,50
PHA-0068	5,35	5,40	4,15	4,75	4,50	4,20	4,35	3,75	5,60	4,75
PHA-0099	5,45	4,50	4,50	4,40	5,08	4,50	5,05	4,40	4,75	4,30
PHA-0167	5,05	4,60	4,60	4,50	5,05	4,40	4,40	4,10	4,45	4,80
PHA-0177	5,45	4,25	4,35		5,75	4,80	5,20	4,10	4,90	4,90
PHA-0192	5,25	3,75	4,55		6,45	4,00	5,80	4,35	4,50	5,50
PHA-0217	5,95	4,25	4,40	4,30	4,50	4,25	5,00	3,75	4,55	3,95
PHA-0228	5,85	4,15	4,95		6,00	4,85	5,30	4,55	5,70	5,60
PHA-0266	5,00	4,15	4,50	2,50	4,35		3,95	4,15	4,90	5,50
PHA-0272	4,80	3,80	4,00	4,15	4,25	4,75	4,05	4,45	5,10	4,55
PHA-0275	5,30	4,80	4,25	4,20	3,75	4,70	4,50	4,55	4,50	4,50
PHA-0283	4,70	5,60	4,00	4,85	4,40	4,60	4,75	4,00	4,30	4,15
PHA-0287	5,50	3,70	3,55	4,75	3,95		4,55	4,55	4,15	4,85
PHA-0347	4,50	3,95	4,00	4,20	4,70		5,25	4,15	4,80	3,75
PHA-0394	4,85		3,85	3,00	3,85	4,60	5,50	3,70	4,10	4,00
PHA-0402	5,00	4,50	3,85		4,65	4,30	4,75	4,05	5,10	5,05
PHA-0417	4,95	4,70	4,50		4,35	5,00	6,60	4,50	5,20	5,35
PHA-0436	4,00	4,30	3,50		4,00	5,40	4,35	4,30	3,90	3,45
PHA-0453	5,80	4,50	4,25		4,70		5,30	4,10	5,15	5,30
PHA-0460	5,45		4,40	4,45	4,25	4,90	5,00	4,50	4,35	4,50
PHA-0465	5,50		4,05	3,65	4,80	4,50	4,40	4,15	5,70	6,25
PHA-0597	5,85	4,40	4,35	4,70	4,55		4,40	4,50	4,60	5,25
PHA-1075	5,30	4,25	4,15	4,35	4,20	4,50	3,70	4,30	4,85	4,75
PHA-1132	4,15	3,95	4,50	4,20	5,50	4,40	5,50	5,50	5,05	4,35
PHA-1133	5,65	3,95	4,60	4,80	4,20	4,00	4,60	4,15	4,60	3,95
PHA-1134	4,20	4,25	3,90		3,90	4,75	4,10	3,80	5,35	3,55
PHA-1135	5,40	4,70	3,55		5,50		5,70	4,10	5,35	4,90
PHA-1136	5,00	5,40	4,00		4,50	5,70	5,85	4,20	5,50	5,05
PHA-1137	5,40	4,30	3,80	4,40	4,75	4,50	4,75	4,45	4,15	4,35
PHA-1411	5,45	4,30	4,35	5,00	4,00	4,30	6,10	4,10	5,05	4,40
PHA-1412	4,80	4,65	4,60	4,80	3,80	5,50	4,75	4,50	4,50	5,25
PHA-1415	4,65	4,40			4,60	4,35	4,90	4,00	4,80	4,55
PHA-1417	4,65	4,20	4,15	3,80	4,20	4,00	4,60	4,45	4,70	4,25
PHA-1418	4,88	4,45	4,50		4,15	4,10		5,00	4,70	
PMB-0063	5,15	4,30	3,25	4,95	4,65	4,50	4,90	4,10	4,65	5,25
PMB-0064	4,55	4,55	3,90	4,25	3,95	5,10	4,75	4,25	4,70	4,60
PMB-0066	5,50	4,05	3,55	4,60	4,25	4,90	5,60	3,90	4,50	5,65
PMB-0068	4,65	4,00	3,75	4,30	3,80	4,60	4,15	3,75	4,60	4,90
PMB-0069	4,70	4,10	3,90	4,45	4,60	4,50	5,10	3,85	4,50	4,40
PMB-0070	5,10	4,15	4,55	4,30	4,15	4,20	4,45	4,05	3,90	5,10
PMB-0073	5,20	3,70	4,05	4,35	4,20	4,50	4,35	4,25	4,55	4,70
LSD 5% ¹	0,99	1,22	1,02	1,34	0,76	1,42	1,28	1,02	1,25	1,09

¹LSD= Mínima Diferencia Significativa

4.3. Efecto de la variabilidad en ambientes en el material genético: comparación de medias de ambientes

El conocimiento de los efectos ambientales (en este caso ambientes y fechas de siembra) y las interacciones ha de analizarse detalladamente (Falconer y Mackay, 1996; Romagosa y Fox, 1993). Así, en este apartado se incluyen: 1) la comparación de medias del efecto de los ambientes, 2) la comparación de medias del efecto de las fechas de siembra, y 3) comparación de medias del efecto de la interacción de los ambientes y fecha de siembras.

4.3.1. Comparación de medias del efecto de los ambientes

El efecto del ambiente en los caracteres que presentaron diferencias significativas (Tablas 4.9 y 4.10) pone de manifiesto que en días a primera flor e inicio de la floración, los ambientes en los que ocurrió antes fueron Tomiño 2003 y Salcedo 2003 (50 y 55 días, respectivamente) por lo que ambos mostraron las condiciones ambientales idóneas para precocidad.

Salcedo 2003 y Tomiño 2003, fueron los ambientes en los que comenzó antes la cosecha de vaina (74 días después de la siembra) y Salcedo 2004 en el que se tardó más en comenzar a cosechar (90 días). El ambiente más precoz en la recolección (Salcedo 2003) fue también el ambiente donde la duración de la recolección fue más larga (46 días), mientras que Tomiño 2004 fue más corta (27 días). Tomiño 2004 fue el ambiente en el que se obtuvo un mayor rendimiento ($983 \text{ g planta}^{-1}$), seguido de Salcedo 2004 ($627 \text{ g planta}^{-1}$) y Salcedo 2003 ($388 \text{ g planta}^{-1}$). Quintana *et al.* (1996) observaron diferencias significativas en rendimiento entre ambientes.

El ambiente en el que se obtuvieron las vainas de mayor tamaño fue Tomiño 2004 (cuerda de 150 mm y longitud de 164 mm). Los ambientes en los que las vainas fueron más tiernas fueron Salcedo 2004 y Salcedo 2003 (93 y $96 \text{ kg/cm}^2 \cdot 72$, respectivamente). Tomiño 2004 fue el ambiente en el que se obtuvo un mayor número de granos por vaina, mientras que en Salcedo 2003 este valor fue menor. Respecto al índice de la vaina, el ambiente de Tomiño 2004 tuvo el mayor valor (310) y Salcedo 2003 el menor (123). Otros autores (Casquero *et al.*, 2006; De Ron *et al.*, 2004; Escribano *et al.*, 1997) encontraron diferencias significativas entre ambientes en caracteres de vaina. Hosfield *et al.* (1984) sugirieron que la selección de variedades para ambientes específicos puede ser una estrategia de mejora que redunde en una mejor producción comercial para el agricultor. La búsqueda de una producción alta en pocos días de recolección puede ser un objetivo, y los datos señalan a Tomiño como el ambiente más adecuado para ello. Adicionalmente, las vainas han sido más largas en Tomiño, aunque de peor

textura. Esta localidad, en la comarca de El Rosal (Pontevedra) se caracteriza por sus magníficas condiciones para la producción hortícola, frutícola y vinícola.

Tabla 4.9. Medias de los ambientes en los caracteres agronómicos estudiados

Ambiente	Días primera flor	Días inicio floración	Días inicio recolección	Días fin recolección	Duración recolección	Nº granos/vaina	Rendimiento (g planta ⁻¹)
Salcedo 2003	51	55	74	119	46	4,6	388
Tomiño 2003	50	56	74	114	39	5,3	294
Salcedo 2004	53	56	90	122	32	4,8	627
Tomiño 2004	58	64	86	114	27	6,2	983
LSD 5% ¹	1	1	1	2	2	0,2	113

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Tabla 4.10. Medias de los ambientes en los caracteres de calidad de vaina estudiados

Ambientes	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Textura (kg/cm ² ·72)	Índice de la vaina
Salcedo 2003	126,16	140,87	96	123,1
Tomiño 2003	141,24	152,32	120	298,9
Salcedo 2004	125,35	149,66	93	
Tomiño 2004	150,5	163,77	140	310,4
LSD 5% ¹	4,4	3,95	7	79,8

¹LSD= Mínima diferencia significativa

4.3.2. Comparación de medias del efecto de las fechas de siembra

El efecto de la fecha de siembra en aquellos caracteres que mostraron diferencias significativas (Tabla 4.11), pone de manifiesto que en días a primera flor e inicio de la floración, la fecha de siembra en la que ocurrió antes la antesis fue en la siembra tardía (43 y 46 días, respectivamente). Mientras que en la fecha de siembra precoz las flores se abrieron más tarde (63 y 68 días), y en la siembra normal la primera flor apareció a los 50 días y se inició la floración a los 54 días. Las tres fechas de siembra evaluadas presentan comportamientos distintos para este carácter, siendo en la siembra tardía cuando se dieron las condiciones ambientales idóneas para precocidad.

Las diferencias significativas observadas entre fechas de siembra en días a inicio y fin de la recolección indican que ésta afecta a la precocidad en la producción de vaina. En la fecha de siembra tardía las vainas estuvieron antes en estado óptimo para consumo (66 días después de la siembra) que en la siembra precoz (95 días después de la siembra). Respecto al final de la recolección, fue en la fecha de siembra tardía cuando este carácter terminó significativamente antes (104 días después de la siembra) que en la siembra precoz (136 días) y tardía (106 días). Los resultados obtenidos en ambos caracteres son importantes a la hora de planificar la época en la que entrará en producción el cultivo ya que indican que en la fecha de siembra precoz empezará y acabará mucho más tarde.

En cuanto al rendimiento de la vaina, en la fecha de siembra precoz se obtuvo una mayor producción de vaina (757 g/planta) que en la siembra normal (317 g/planta), mientras que en la fecha de siembra tardía se encontró un rendimiento de 367 g/planta. Estos resultados coinciden con los de Salinas-Ramírez *et al.* (2008) quienes obtuvieron valores decrecientes de rendimiento, desde el máximo, en siembras a comienzos de Mayo, hasta el mínimo, en siembras a comienzo de Julio.

Tabla 4.11. Medias de las fechas de siembra en los caracteres agronómicos y de calidad de vaina estudiados

Fecha de siembra	Días a Primera flor	Días a inicio floración	Días a inicio recolección	Días a fin recolección	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Anchura (mm)	Índice de la vaina
Precoz	63	68,4	95	136	757	16,46	344,4
Normal	50	53,9	71	106	317	15,40	478,0
Tardía	43	46,2	66	104	367	17,41	184,5
LSD 5% ¹	1	0,5	1	2	94	0,30	59,4

¹LSD= Mínima diferencia significativa

Estos resultados ponen de manifiesto que la fecha de siembra precoz fue la mejor en cuanto a la producción de vaina, duplicando a los valores encontrados en las otras dos fechas de siembra. Además, en la siembra precoz la duración de la recolección de vaina fue más larga, y en esta fecha de siembra se observaron los valores más tardíos en floración y maduración de la vaina (Figura 4.1). Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Bascur (2002) que en siembras tardías obtuvo un rendimiento de 15 t ha⁻¹ y en siembras precoces el valor se duplicó.

En general la judía de vaina requiere una temperatura base de crecimiento de 10°C, siendo sensible a las heladas, y con una temperatura media óptima de 20-22°C (Bascur, 2002). En la fecha de siembra precoz las heladas no afectaron al cultivo, al estar éste protegido bajo invernadero, y además la temperatura fue inicialmente de 10°C y aumentando progresivamente hasta los 20°C (anexos 1 y 2), dándose las condiciones óptimas de cultivo. Las temperaturas medias de la fecha de siembra normal (anexos 1 y 2) fueron más elevadas. Rainey y Griffiths (2005) mencionan que temperaturas >30°C de día y >20°C de noche reducen considerablemente la producción. Suzuki *et al.* (2001) observan que la causa más probable podría ser la pérdida de estabilidad del polen debido a las altas temperaturas. Respecto a la fecha de siembra tardía, aunque las heladas no le afectaron al estar el cultivo protegido bajo invernadero, no se alcanzaron las condiciones meteorológicas adecuadas (anexo 1 y 2) para un buen desarrollo del cultivo, por lo que también tuvo un rendimiento inferior al de la siembra precoz.

La fecha de siembra influyó también en los caracteres de calidad de la vaina como anchura e índice de la vaina (Tabla 4.9). Las vainas más anchas se encontraron en la fecha de siembra tardía con un valor de 17,4 mm. En cuanto al carácter índice de la vaina, fue en la fecha de siembra normal cuando se obtuvieron las vainas con un mayor valor (478) y en la tardía cuando este valor fue menor (184), lo que permitirá optimizar el momento de inicio de recolección de la vaina.

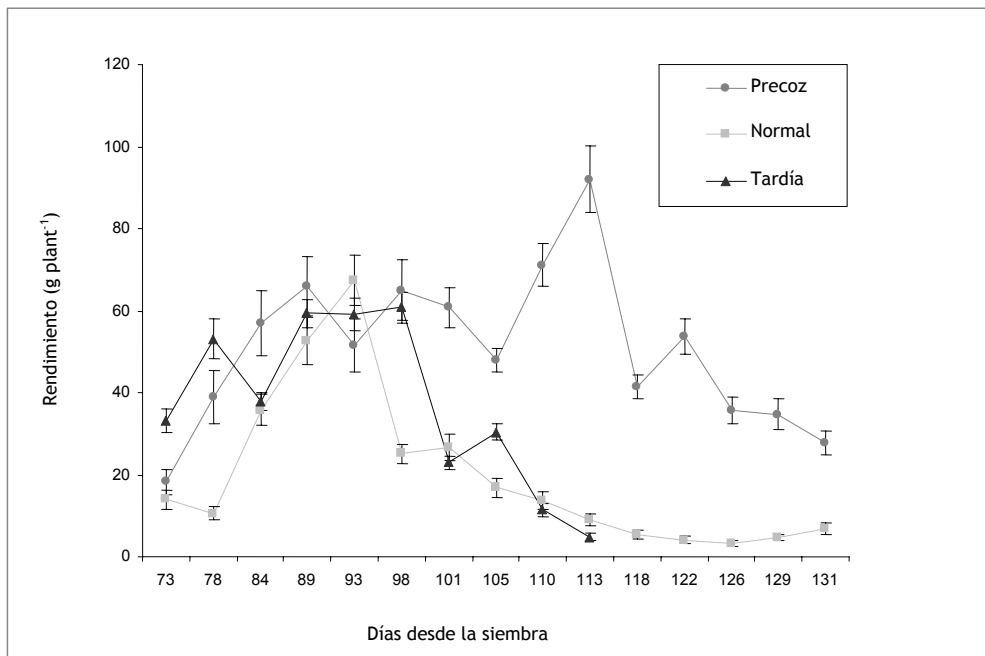


Figura 4.1. Tendencia estacional de la producción de judía en función de la fecha de siembra estudiada

En conclusión, obviamente, por las condiciones meteorológicas el ciclo vegetativo y productivo se acorta cuando se cultiva en periodo normal o tardío. Sin embargo, el ciclo que se inicia con la fecha de siembra precoz, manteniendo características de vaina semejantes a los otros, tiene un rendimiento muy superior, con un valor que dobla al rendimiento en fecha de siembra normal y tardía. Esto tiene una implicación clara en el cultivo de la judía de verdeo, que debe adelantarse a primavera para una producción comercial más eficiente.

4.3.3. Comparación de medias del efecto de los ambientes y fechas de siembra

El efecto de la fecha de siembra sobre los ambientes evaluados (Tablas 4.12 y 4.13) muestra que en Tomiño 2004, las variedades fueron más vigorosas en la fecha de siembra precoz y que esta fecha de siembra dio lugar al ciclo más largo en floración y maduración de la vaina, aunque la duración de la recolección fue más corta (28 días). Además, es este mismo ambiente en esta fecha de siembra cuando se obtuvieron las mejores producciones ($1389 \text{ g planta}^{-1}$) duplicando casi a los valores observados en Tomiño 2003 con $875 \text{ g planta}^{-1}$ (Figura 4.2). Estas diferencias ponen de manifiesto que en Tomiño 2004 en la fecha de siembra precoz se obtuvieron los mejores resultados en producción. Además, la maduración de la vaina estuvo concentrada en pocos días y las mayores producciones se obtuvieron a partir de la segunda cosecha y disminuyeron a partir de la quinta. Una duración de la recolección corta indica que las variedades van a estar en el campo menos tiempo, y además las vainas no van a perder calidad comercial (Mangual, 1976).

Respecto a los caracteres de calidad de vaina, se observa que la fecha de siembra precoz es la más adecuada para obtener los frutos más largos. En Tomiño 2004 fue donde se obtuvieron los mejores resultados, y el peor valor para este carácter fue en la siembra tardía llevada a cabo en Salcedo 2003. Los valores mayores de anchura se obtuvieron en Salcedo 2004 en la siembra tardía (18,3 mm) y los menores en la siembra normal (15,3 mm). Salcedo 2003 en la fecha de siembra tardía presentó las vainas más tiernas ($64 \text{ kg/cm}^2 \cdot 72$) y Tomiño 2004 en la siembra precoz mostró las vainas más fibrosas ($145 \text{ kg/cm}^2 \cdot 72$). La siembra precoz, en general, presentó las vainas más fibrosas en los cuatro ambientes evaluados. Este efecto del ambiente en caracteres de calidad fue observado en otros estudios (Mack *et al.*, 1966; Mack y Varseveld, 1982).

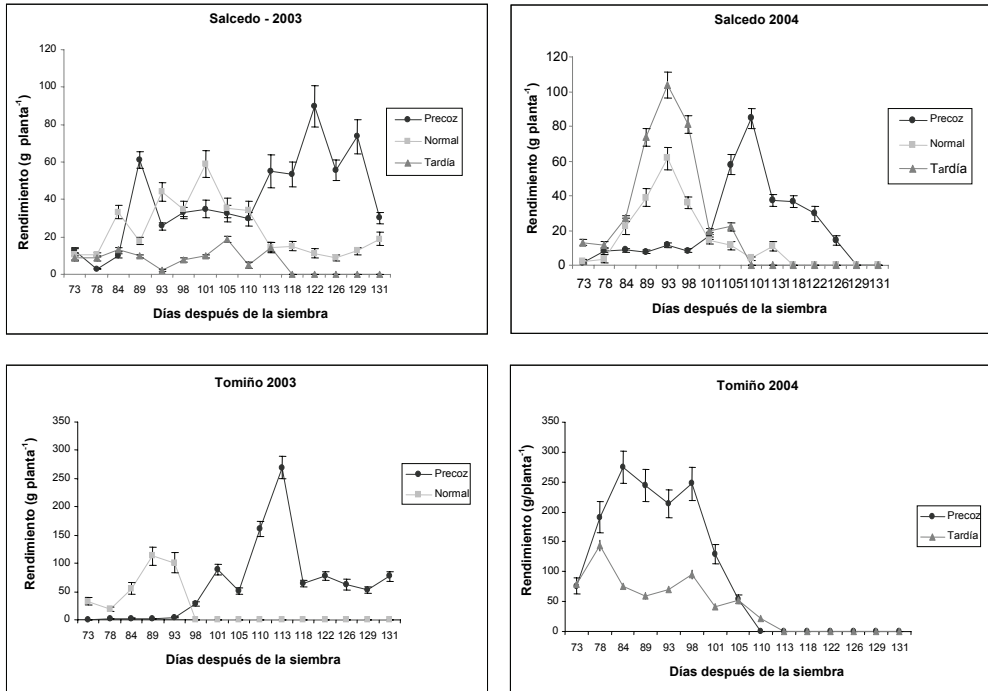


Figura 4.2. Tendencia estacional de la producción de judía en función de los diferentes ambientes y fechas de siembra evaluados

Tabla 4.12. Medias de las fechas de siembra en los distintos ambientes evaluados en los caracteres agronómicos estudiados

Carácter	Ambiente	Fecha de siembra ¹					
		Precoz		Normal		Tardía	
Vigor temprano (1-9)	Salcedo 2003	7,16	ab	5,91	b	5,92	b
	Tomiño 2003	6,92	a	6,52	ab		
	Salcedo 2004	7,41	a	6,88	b	7,48	a
	Tomiño 2004	7,79	a			7,42	a
Días a primera flor	Salcedo 2003	54,35	a	50,83	b	49,06	c
	Tomiño 2003	56,46	a	50,61	b		
	Salcedo 2004	64,19	a	47,22	b	39,52	c
	Tomiño 2004	75,75	a			40,36	b
Días a inicio de floración	Salcedo 2003	57,84	a	55,38	b	51,86	c
	Tomiño 2003	59,54	a	53,07	b		
	Salcedo 2004	71,75	a	53,31	b	42,92	c
	Tomiño 2004	85,01	a			43,62	b
Días a inicio de recolección	Salcedo 2003	76,61	a	71,46	b	72,45	b
	Tomiño 2003	102,68	a	75,72	b		
	Salcedo 2004	88,85	a	67,79	b	65,55	c
	Tomiño 2004	118,78	a			61,22	b
Días a fin de recolección	Salcedo 2003	123,46	a	121,12	a	113,34	b
	Tomiño 2003	143,31	a	97,26	b		
	Salcedo 2004	135,14	a	96,11	c	108,91	b
	Tomiño 2004	145,43	a			89,17	b
Duración recolección (días)	Salcedo 2003	47,37	a	49,64	a	40,89	b
	Tomiño 2003	40,62	a	21,43	b		
	Salcedo 2004	46,32	a	28,32	b	43,18	a
	Tomiño 2004	27,94	a			26,65	a
Nº de granos por vaina	Salcedo 2003	4,14	b	5,81	a	3,77	c
	Tomiño 2003	4,93	a	4,58	a		
	Salcedo 2004	5,02	b	5,92	a	5,05	b
	Tomiño 2004	6,11	a			6,23	a
Rendimiento (g planta ⁻¹)	Salcedo 2003	618,29	a	444,77	b	90,46	c
	Tomiño 2003	874,73	a	284,49	b		
	Salcedo 2004	340,76	a	194,69	b	340,38	a
	Tomiño 2004	1389,42	a			681,15	b

¹Medias seguidas de la misma letra dentro de una fila no presentan diferencias significativas.

Tabla 4.13. Medias de las fechas de siembra en los distintos ambientes evaluados en los caracteres de calidad de vaina estudiados

Carácter	Ambientes	Fecha de siembra ¹					
		Precoz		Normal		Tardía	
Cuerda (mm)	Salcedo 2003	125,12	a	139,41	b	113,78	c
	Tomiño 2003	131,62	a	116,97	b		
	Salcedo 2004	130,4	b	135,04	b	157,34	a
	Tomiño 2004	151,5	a			149,78	a
Grosor (mm)	Salcedo 2003	6,04	a	5,85	ab	5,65	b
	Tomiño 2003	6,25	a	5,97	a		
	Salcedo 2004	6,02	a	6,14	a	6,04	a
	Tomiño 2004	6,17	a			5,78	b
Longitud (mm)	Salcedo 2003	137,59	b	158,92	a	126,12	c
	Tomiño 2003	152,72	a	145,57	a		
	Salcedo 2004	144,13	b	150,13	b	162,22	a
	Tomiño 2004	172,57	a			157,37	a
Anchura (mm)	Salcedo 2003	16,51	ab	15,55	b	17,33	a
	Tomiño 2003	16,65	a	15,33	b		
	Salcedo 2004	16,08	b	15,29	c	18,34	a
	Tomiño 2004	16,64	a			16,51	a
Sólidos solubles (%)	Salcedo 2003	5,07	a	4,67	b	4,26	a
	Tomiño 2003	4,61	a	4,32	a		
	Salcedo 2004	4,16	b	4,73	a	4,93	a
	Tomiño 2004	4,46	a			4,73	a
Textura (kg/cm ² ·72)	Salcedo 2003	109,78	a	102,06	b	63,79	c
	Tomiño 2003	96,27	a	88,48	a		
	Salcedo 2004	122,71	a	111,92	a	120,06	a
	Tomiño 2004	145,38	a			137,09	a
Hebra (1-9)	Salcedo 2003	2,16	a	2,21	a	3,43	a
	Tomiño 2003	2,43	a	1,53	a		
	Salcedo 2004	2,45	a	2,64	a	2,52	a
	Tomiño 2004	2,73	a			2,34	a
Índice de vaina	Salcedo 2003						
	Tomiño 2003						
	Salcedo 2004	270,58	b	478,01	a	176,74	c
	Tomiño 2004	464,61	a			213,65	b

¹Medias seguidas de la misma letra dentro de una fila no presentan diferencias significativas.

4.4. Variabilidad fenotípica en el material genético de las variedades de judía de vaina amarilla: descripción cualitativa

La calidad comercial de las vainas de la judía se valora sobre la expresión fenotípica de características morfológicas (De la Fuente *et al.*, 2006). Algunas de ellas, que responden a un modelo cualitativo, se describen a continuación. Las antocianinas son un pigmento polifenólico presentes con actividad antioxidante que inhibe los radicales libres, previniendo de enfermedades como el cáncer, aterosclerosis e inflamaciones (Tsuda *et al.*, 1994; Takeoka *et al.*, 1997). En este estudio, los valores predominantes del color del tallo (Figura 4.3) fueron 3 (32%) y 4 (26%), lo que indica que aunque existe cierta heterogeneidad en el material evaluado, predomina el color verde, y en consecuencia ausencia de antocianina. Por otro lado, existe un 17% de variedades de color del tallo con un valor de 5 y un 4% con un valor de 7, presencia de color rojo en el tallo, y convirtiendo a estas variedades en un producto potencial para el suministro de colorantes y antioxidantes naturales. Respecto al color de la flor (Figura 4.3), un 53% de las variedades tuvo color rosa, siendo el color púrpura el menos representado (19%).

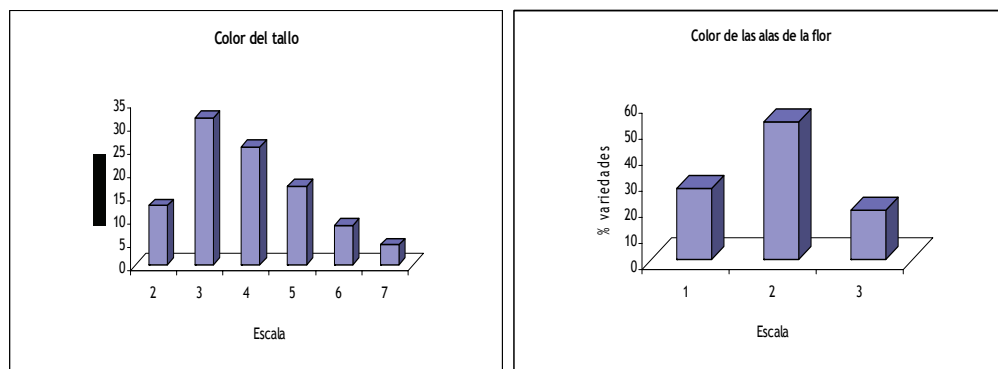


Figura 4.3. Distribución del color del tallo y de la flor en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

El carácter color de la vaina, debe ser uniforme e intenso, ya que proporciona mejor aspecto y da sensación de frescura. El 100% de las variedades estudiadas son de color amarillo, pero presentan diferente intensidad de color (Figura 4.4). Las variedades de color amarillo oscuro fueron las más frecuentes representando el 47% del total evaluado. La calidad comercial de la judía de vaina se considera óptima cuanto mayor sea su intensidad de color, lo cual está estrechamente relacionado con las condiciones de cultivo, el tamaño o grado de madurez de las vainas y el tipo varietal (Durán *et al.*, 1972).

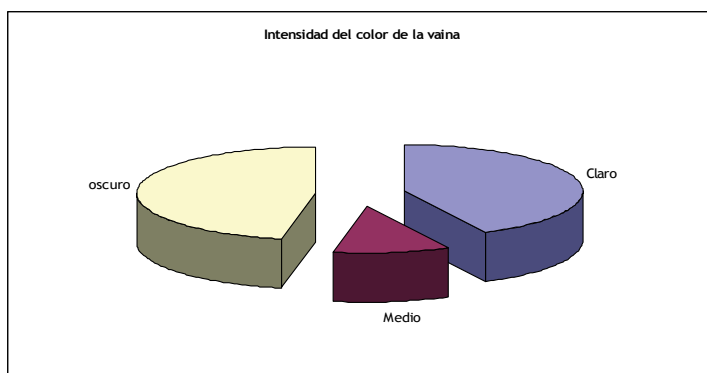


Figura 4.4. Distribución de la intensidad del color de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

El color secundario de la vaina aparece, en general, con valores bajos ya que el 86% de las variedades no sobrepasan el valor medio de cinco, y el 45% de las variedades presentan un valor de 3 (Figura 4.5). Comercialmente interesan valores bajos, para favorecer visualmente la apariencia de este producto, aunque algunas de las variedades comerciales tienen valores muy elevados, siendo incluso superiores que la mayoría del material local evaluado. Desde el punto de vista comercial no es adecuado aunque el mercado lo acepta, lo que indicaría la necesidad de introducir nuevas variedades de judía.

El matiz del color secundario es verde en todas las variedades estudiadas y la densidad del color secundario es dispersa en un 2%, media en un 83% y densa en el 15% de las variedades (Figura 4.5). Este resultado indica un porcentaje bajo de variedades con manchas densas, lo que interesa comercialmente, porque las manchas apenas cubren el fruto proporcionando una mejor apariencia visual.

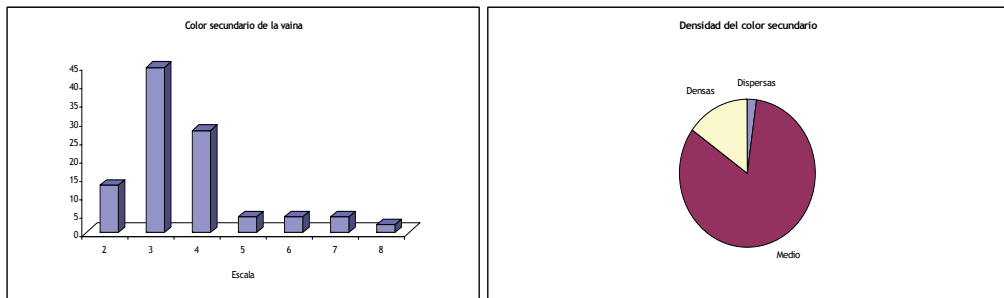


Figura 4.5. Distribución del color secundario de la vaina y densidad del color en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

En el carácter descriptivo, curvatura de la vaina, se observa que casi el total del material evaluado presentó vainas cóncavas (94%), lo que implica que las semillas se encuentran unidas a la vaina a través de la sutura ventral. Respecto a la forma distal de la vaina, el 43% de las variedades evaluadas presentan forma aguda y el 40% tienen forma truncada (Figura 4.6). La presencia de ambas formas de vaina entre las variedades comerciales estudiadas sugiere aceptación de ambos tipos por parte del consumidor.

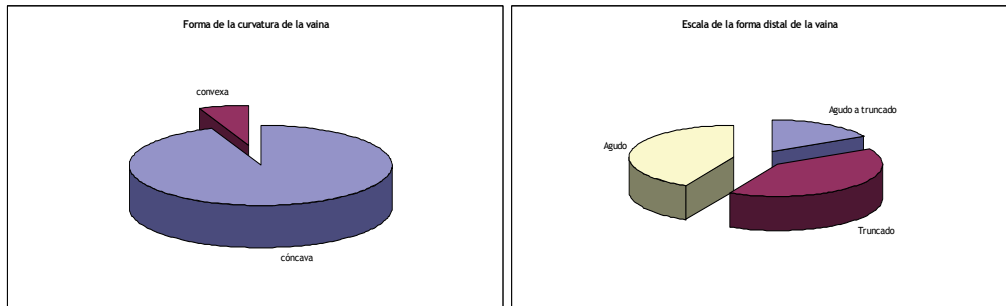


Figura 4.6. Distribución de la forma de la curvatura y distal de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

Respecto al carácter descriptivo longitud del pico de la vaina, el 75% de las variedades presentan un pico de longitud media, el 19% pico largo, y el 6% restante lo presentan corto. Cuatro de las variedades comerciales tienen pico de longitud media y solamente Dorada de Aragón lo presenta de gran longitud. No existe ninguna variedad que presente un pico corto, lo que evidencia el mayor interés comercial por vainas con picos largos y de longitud media. La curvatura del pico de la vaina es un carácter que aparece en el 66% de las variedades como débil y el 34% restante como media, prefiriéndose en general variedades con poca curvatura en el pico de la vaina (Figura 4.7).

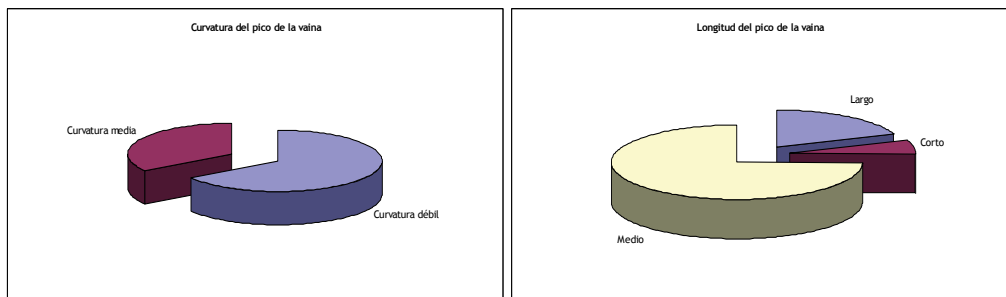


Figura 4.7. Distribución de la longitud y curvatura del pico en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

La textura lisa de la superficie de la vaina aparece representada en un 43% de las variedades estudiadas, mientras que un 23% tienen una textura medio-rugosa y el 34% restante presentan textura rugosa (Figura 4.8). Una textura lisa, sin rugosidades, hace que la vaina de la judía tenga una mejor apariencia, aunque existen variedades comerciales de cada uno de los tipos, con lo que comercialmente se aceptarían los tres tipos de textura.

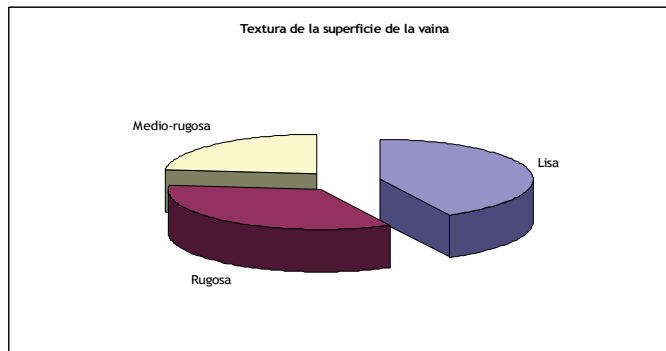


Figura 4.8. Distribución de la textura de la superficie de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas

4.5. Análisis de los componentes principales de las variedades de judía de vaina amarilla

Se presentan a continuación los análisis de componentes principales en los caracteres cuantitativos y cualitativos analizados. Los resultados de este análisis multivariante muestran que las variedades de judía estudiadas fueron fenotípicamente muy diversas, en sus características morfológicas y agronómicas. Esta gran diversidad fenotípica en caracteres de interés para la mejora concuerda con estudios previos de germoplasma de judía de España (Gil y De Ron, 1992; Santalla *et al.*, 2002) y en otros lugares del Sur de Europa (Zeven, 1997; Rodiño *et al.*, 2001). Las variedades estudiadas pueden ordenarse en diferentes grupos - de acuerdo con dichas características - en el análisis de componentes principales.

Los tres primeros componentes principales (PC) representaron el 22, 19 y 13% respectivamente de la variación total (Tabla 4.14). De acuerdo con los resultados del análisis, se observa que en el primer componente principal están representados caracteres de vaina, como longitud (0,41), cuerda (0,40), número de granos por vaina (0,33) y forma distal (-0,29). En el segundo componente se aprecia la influencia de anchura de la vaina (-0,31), sólidos solubles (0,30), rendimiento (-0,29) e índice de vaina (0,28). Respecto al tercer componente principal, se identifica claramente la representación de caracteres relacionados con la precocidad, como primera flor (0,47), inició de floración (0,45), inicio de recolección (0,44) y fin de recolección de vaina (0,34).

Para una interpretación adecuada de la ordenación de grupos, en las figuras que siguen, debe tenerse en cuenta que los valores de PC1 y PC2 están muy próximos, y, además, la representación de algunas variables observables directamente - de gran importancia para la mejora - es muy semejante en las variables indirectas PC1 y PC2, como es el caso de anchura, grosor, textura y hebra de la vaina, e, incluso, rendimiento. Esta circunstancia queda reflejada cuando se representan gráficamente las variables según los ejes PC1 y PC2 (Figura 4.9).

Tabla 4.14. Autovalores, proporción de la variación descrita, y auto vectores de los caracteres analizados en los tres primeros componentes principales

Componentes principales	PC1	PC2	PC3
Auto valor	5,17	4,58	3,15
Proporción	0,22	0,19	0,13
Auto vector			
Inicio de la floración	-0,13	0,00	0,45
Primera flor	-0,11	0,05	0,47
Inicio de la recolección de la vaina	-0,07	-0,00	0,44
Fin de la recolección de la vaina	0,16	-0,04	0,34
Cuerda	0,40	-0,11	0,10
Longitud	0,41	-0,07	0,08
Anchura	-0,19	-0,31	-0,02
Grosor	0,25	-0,16	0,04
Nº granos/ vaina	0,33	-0,09	-0,03
Sólidos solubles	-0,16	0,30	-0,05
Textura	0,23	0,22	0,00
Hebra	0,16	-0,19	-0,03
Rendimiento	0,16	-0,29	0,17
Índice de la vaina	-0,00	0,28	0,03
Color del tallo	-0,04	0,18	0,21
Color de las alas	0,01	0,31	0,15
Color del estandarte	-0,01	0,30	0,13
Forma de la curvatura	-0,07	0,26	0,05
Forma distal	-0,29	-0,16	0,07
Longitud del pico	0,24	0,05	0,06
Curvatura del pico	0,20	0,10	-0,05
Textura de la superficie	0,25	0,20	0,21
Color secundario	-0,13	-0,24	0,21
Densidad manchas del color secundario	-0,11	-0,30	0,19

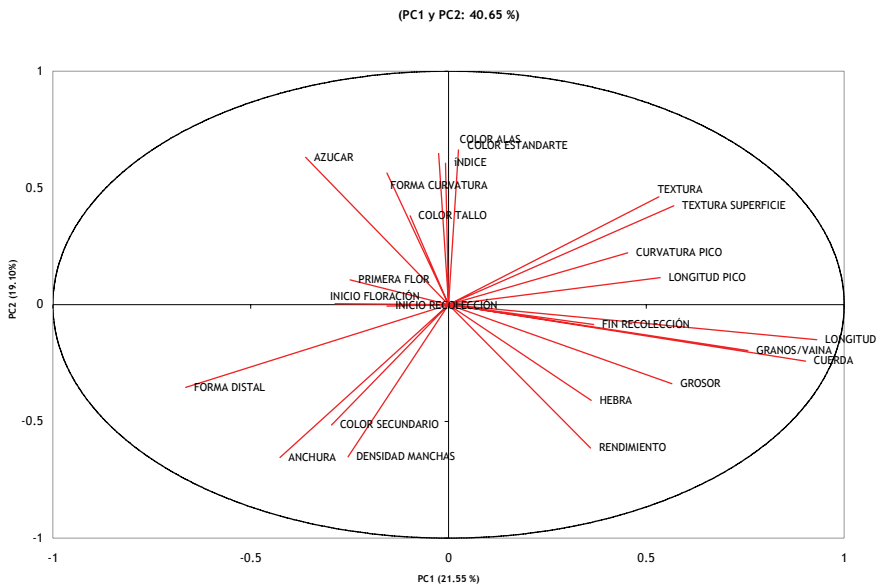


Figura 4.9. Representación de las variables de las variedades según el enfrentamiento del primer componente principal (PC1) con el segundo componente principal (PC2)

La ordenación según el primer y segundo componentes principales (Figura 4.10), permite reconocer las variedades que presentan un mayor tamaño de vaina y a su vez son más productivas, PHA-0436 y PHA-1134, las cuales tienen, además, un menor valor en sólidos solubles, textura de la vaina (y en consecuencia más tiernas), índice de la vaina, y rugosidad, y mayor en cuanto a grosor, número de granos y hebra siendo, además, la forma distal de la vaina aguda y la forma de la curvatura cóncava. Estas variedades locales presentaron el pico de la vaina corto, las flores de color blanco y el color secundario de la vaina fue medio. En contraposición, se observa un grupo de variedades con un menor tamaño de vaina en cuanto a cuerda, longitud, anchura y número de granos, y con un rendimiento muy bajo que son PHA-0192, PHA-0228 y PHA-1132, pero con un mayor valor en sólidos solubles, índice de la vaina, forma distal de la vaina truncada, forma de la curvatura convexa y la superficie de la vaina fue más rugosa y las flores presentaron coloración.

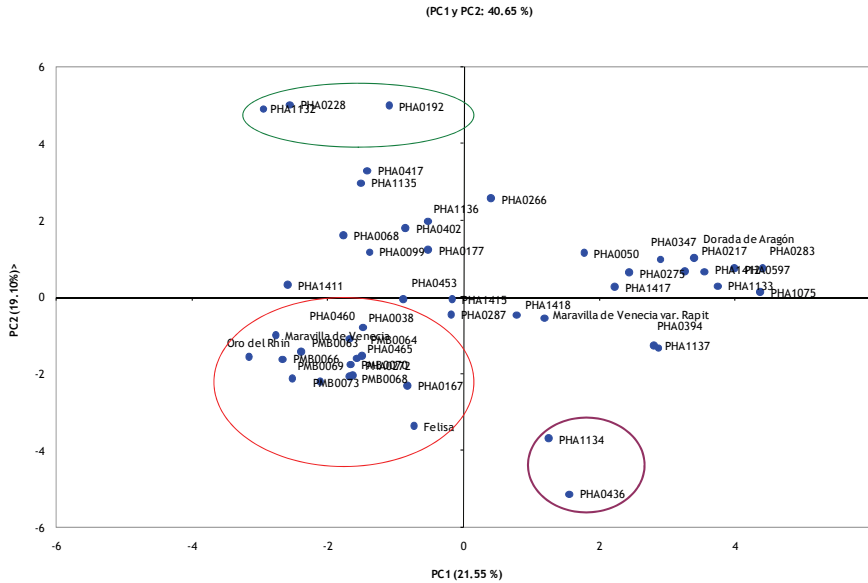


Figura 4.10. Representación de las variedades locales, líneas puras y testigos comerciales de judía de vaina amarilla plana según el enfrentamiento del primer componente principal (PC1) con el segundo componente principal (PC2)

Se puede apreciar un tercer grupo formado por todas las líneas puras, las variedades locales PHA-0038, PHA-0167, PHA-0272, PHA-0167, PHA-0460 y PHA-0465 y las variedades comerciales Maravilla de Venecia, Oro del Rhin y Felisa. Destacan por ser las más anchas, por la forma distal de la vaina aguda y por una presencia importante de color secundario. En general, la mayoría de las variedades locales, líneas puras y testigos comerciales están agrupadas en cuanto a rendimiento y tamaño de vaina. Cuatro de los cinco testigos comerciales evaluados son un ejemplo de ello, lo que indica que existe potencial en el material genético local evaluado para su utilización en programas de mejora genética. De Ron *et al.* (1990) mediante un análisis de componentes principales de la variación de judía en el Norte de España, también agruparon el germoplasma de acuerdo con el tamaño de grano, vaina y producción.

El análisis multivariante del conjunto de caracteres relevantes para la mejora como sólidos solubles, hebra, rendimiento y precocidad, se realizó sobre la base de los PC2 y PC3 (Figuras 4.11 y 4.12).

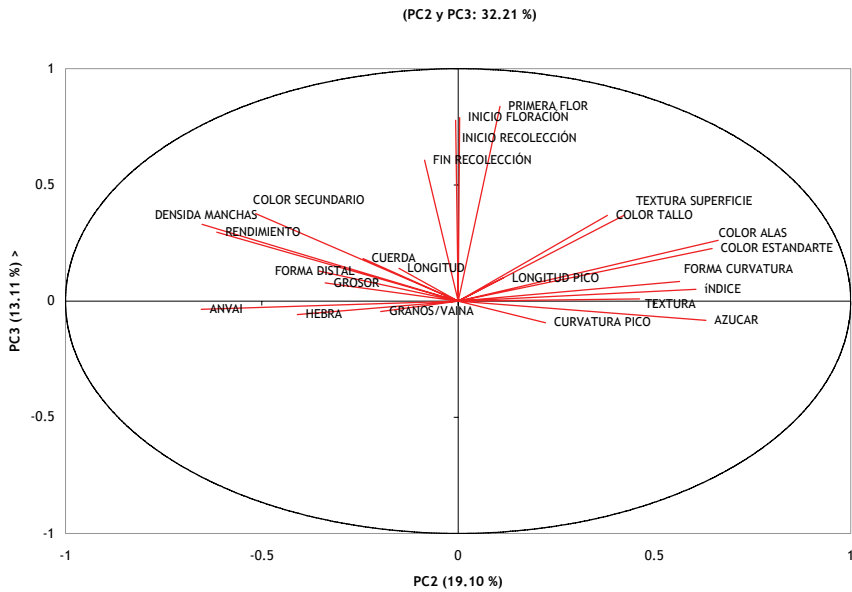


Figura 4.11. Representación de las variables de las variedades según el enfrentamiento del segundo componente principal (PC2) con el tercer componente principal (PC3)

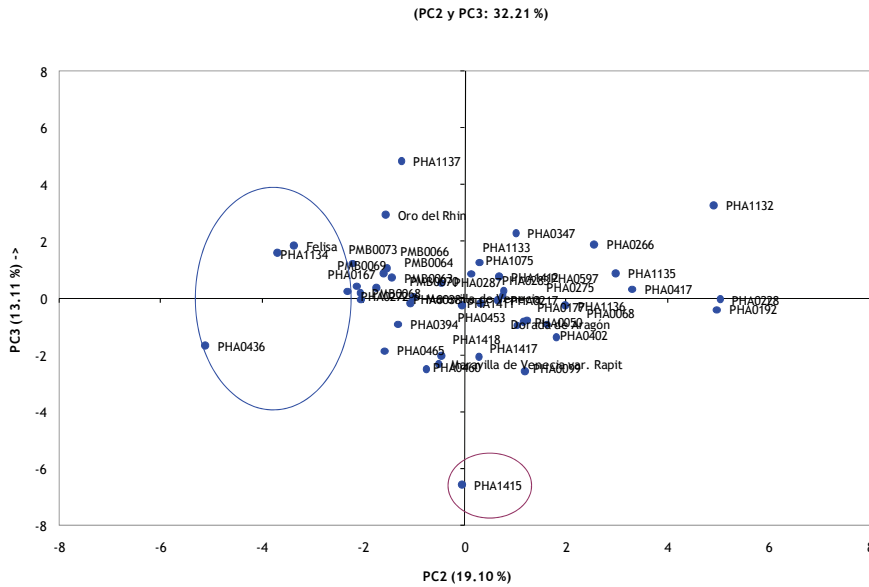


Figura 4.12. Representación de las variedades locales, líneas puras y testigos comerciales de judía de vaina amarilla plana según el enfrentamiento del segundo componente principal (PC2) con el tercer componente principal (PC3)

Entre todo el material genético estudiado, destaca claramente la variedad local PHA-1415, como la más precoz, con un rendimiento medio. Destaca también el grupo formado por las variedades locales PHA-0436, PHA-1134 y la variedad comercial Felisa que presentaron una precocidad media y un alto rendimiento. Ninguna variedad comercial destacó para la precocidad y rendimiento por lo que se vuelve a poner de manifiesto la importancia del material local estudiado para la mejora genética.

4.6. Variabilidad en la reacción al patógeno *Colletotrichum lindemuthianum* L. en las variedades de judía de vaina amarilla

Los resultados obtenidos tras la inoculación con las razas Andinas 7, 23, 39 y 102, y Mesoamericanas 171, 73, 448 y 1545 de antracnosis (*Colletotrichum lindemuthianum* L.), en los invernaderos de la MBG-CSIC, se muestran en las Tablas 4.15 y 4.16.

Las variedades evaluadas mostraron cuatro tipos de reacciones (Ferreira *et al.*, 2008): resistente (R), susceptible (S), reacción intermedia (I) y mezcla de genotipos resistentes y susceptibles (R/S), que se presentan en las Tablas 4.17 y 4.18.

La mayoría de las variedades locales, líneas y testigos fueron susceptibles a una o más razas Andinas de antracnosis. Las razas 7 y 102 fueron las más virulentas en las variedades locales estudiadas (77 y 89% de susceptibilidad, respectivamente). Ferreira *et al.* (2008) identificaron la raza 102 como la más virulenta en el norte de España, lo que es coherente con los resultados obtenidos, ya que las variedades locales-Andinas fueron más susceptibles a las razas del mismo origen (Melotto *et al.*, 2000). La variedad local PHA-1417 y el testigo comercial Maravilla de Venecia var. Rapit fueron resistentes a la raza 7, y tres variedades locales mostraron individuos resistentes y susceptibles (PHA-0228, PHA-0283 y PHA-1412). En cuanto a la raza 102, la única resistencia encontrada en el material evaluado la presentó el testigo comercial Maravilla de Venecia var. Rapit.

Respecto a la raza 23, no fue tan virulenta como las dos anteriores (63% de susceptibilidad), ya que aunque sólo presentó dos variedades (PHA-1415 y PHA-1417) resistentes, y una variedad (PHA-0597) con individuos resistentes y susceptibles, hay diez variedades que presentan una reacción intermedia a la inoculación con esta raza. La raza 39 fue la menos virulenta de todas las razas Andinas (31% de susceptibilidad). Tres testigos comerciales (Maravilla de Venecia, Maravilla de Venecia var. Rapit y Oro del Rhin), así como seis variedades locales

(PHA-177, PHA-0192, PHA-0402, PHA-0417, PHA-0436 y PHA-1136) fueron resistentes.

Los resultados obtenidos son una clara evidencia de la heterogeneidad existente en el material estudiado, así cuatro variedades locales tuvieron mezcla de reacciones de resistencia y susceptibilidad a las razas 7 y 23. La presencia de genotipos resistentes y susceptibles en la misma variedad permitiría realizar un programa de selección intravarietal para resistencia a antracnosis.

La existencia de materiales susceptibles a las diferentes razas de antracnosis a nivel mundial (Bigirimana *et al.*, 2000; Río *et al.*, 2002) hace necesario el desarrollo de variedades con resistencia genética a las diferentes razas del patógeno presentes en cada zona de producción. Ocho variedades locales fueron resistentes a alguna raza Andina aunque ninguna presentó resistencia completa a todas las razas estudiadas ya que no la hubo para la raza 102. Quizás, la resistencia observada a alguna de las razas en el germoplasma evaluado, podría ser debida a una adaptación a ambientes específicos. La presencia de genotipos con resistencia a antracnosis coincide con los resultados obtenidos por Rodiño (2001) quién encontró fuentes de resistencia a esta enfermedad en materiales de características Andinas del Noroeste de la Península, y entra en contraposición con el trabajo de Ferreira (1996) que sólo encontró fuentes de resistencia en material de origen Mesoamericano.

Respecto a la evaluación con las razas Mesoamericanas, las razas 73 y 448 fueron muy agresivas en las variedades locales estudiadas (83% y 80% de susceptibilidad, respectivamente). Cuatro variedades locales fueron resistentes a la raza 73 (PHA-0177, PHA-0436, PHA-1134 y PHA-1136), y una variedad local (PHA-1418) presentó mezcla de genotipos resistentes y susceptibles. Las variedades locales resistentes a la raza 448 fueron PHA-0177, PHA-0436, PHA-1132 y PHA-1134, y Maravilla de Venecia var. Rapit y tres variedades locales (PHA-0275, PHA-0417 y PHA-1136) presentaron mezcla de genotipos resistentes y susceptibles.

Las razas 1545 y 17 fueron menos virulentas que las anteriores (69 y 40% de susceptibilidad, respectivamente). Cinco variedades locales fueron resistentes a la raza 1545 (PHA-0167, PHA-0272, PHA-1133 y PHA-1135) y cinco variedades (PHA-0177, PHA-0402, PHA-1075, PHA-0436, PHA-1412 y PHA-1417) presentaron mezcla de genotipos resistentes y susceptibles. Doce variedades locales (PHA-0177, PHA-0228, PHA-0275, PHA-0436, PHA-0453, PHA-1132, PHA-1134, PHA-1135, PHA-1136, PHA-1415, PHA-1417 y PHA-1418) fueron resistentes a la raza 17, y cuatro variedades (PHA-0192, PHA-0402, PHA-1411 y PHA-1412) presentaron mezcla de genotipos resistentes y susceptibles, por lo que la mayor fuente de resistencia se encontró para esta raza.

La reacción de las variedades estudiadas a las cuatro razas Mesoamericanas proporciona una información interesante. Una variedad local (PHA-0177) presentó resistencia a todas las razas Mesoamericanas de antracnosis. Este hecho permite poner a disposición de los agricultores y mejoradores, genotipos resistentes y permite elegir el más adecuado en función de calidad y rendimiento.

Las variedades que presentaron resistencia a antracnosis, suponen un punto de partida para la introducción de resistencia en variedades locales, con buenas características de calidad y rendimiento, al no ser necesaria la utilización de germoplasma foráneo, que presenta, con frecuencia, problemas de adaptación. La resistencia genética frente antracnosis está condicionada por genes mayores independientes *Co-1* a *Co-11*, encontrándose recientemente que los genes *Co-3* y *Co-9* son alélicos (Méndez-Vigo *et al.*, 2005). Los once genes son dominantes excepto el gen *co-8* que es recesivo, y existen varios alelos en los loci *Co-1*, *Co-3* y *Co-4* (Kelly y Vallejo, 2004). Los diez genes de resistencia *Co-1* a *Co-11* son de origen Mesoamericano y *Co-1* es el único locus de origen Andino. Además, existe un orden de dominancia entre los cuatro alelos del locus *Co-1*. Por otro lado, los genes *Co* aunque son considerados como factores Mendelianos, probablemente existan como clústers de genes de resistencia, como se ha demostrado a nivel molecular para el clúster del gen *R* en el grupo de ligamiento B4 (Ferrier-Cana *et al.*, 2003). La introgresión de genes de resistencia y desarrollo de nuevas

variedades ha sido objeto de numerosas investigaciones (Alzate-Marín *et al.*, 1999; Faleiro *et al.*, 2001; Beaver *et al.*, 2003).

Se han descrito diferentes marcadores moleculares para la mayoría de los genes mayores *Co*, que ofrecen la oportunidad de introducir resistencia a través de selección asistida (Kelly y Vallejo, 2004; Kelly *et al.*, 2003). Los marcadores moleculares, tipo SCAR, han resultado ser muy efectivos en gran variedad de germoplasma de judía para la introducción de genes de resistencia a antracnosis (Kelly *et al.*, 2003), lo que permite abordar fases de un programa de mejora sin necesidad de utilizar la inoculación con el patógeno (Paran *et al.*, 1991). La selección asistida se ha llevado a cabo con éxito para introducir resistencia a antracnosis en la variedad Perola en Brasil (Ragagnin *et al.*, 2003) y en judías Pinto en los Estados Unidos (Miklas *et al.*, 2003), sin embargo no se ha realizado con éxito la introgresión del gen *Co-4*² utilizando marcadores moleculares en dos variedades locales de Ecuador (Ernest y Kelly, 2004). Esto demuestra que los programas de selección indirecta deben ser periódicamente verificados por selección directa para asegurar que la resistencia genética está siendo transferida. En este trabajo se ha llevado a cabo un estudio sobre la presencia de los genes *Co-4*, *Co-4*², *Co-5* y *Co-9* asociados con resistencia a razas mesoamericanas de antracnosis, mediante el uso de marcadores moleculares tipo SCARs (Tabla 4.24), para confirmar los resultados obtenidos de las inoculaciones artificiales con las diferentes razas del patógeno llevadas a cabo en los invernaderos de la MBG-CSIC (Figuras 4.13 y 4.14).

La presencia del gen *Co-4* se confirmó utilizando el SCAR SAS13 en 15 variedades locales (PHA-0038, PHA-0068, PHA-0099, PHA-0167, PHA-0217, PHA-0275, PHA-0287, PHA-0394, PHA-0417, PHA-0436, PHA-0453, PHA-0460, PHA-0465, PHA-0597 y PHA-1134), tres líneas de mejora y la variedad comercial Maravilla de Venecia var. Rapit. Por otro lado, 18 variedades locales (PHA-0038, PHA-0099, PHA-0167, PHA-0272, PHA-0275, PHA-0283, PHA-0287, PHA-0347, PHA-0436, PHA-0453, PHA-0460, PHA-0465, PHA-0597, PHA-1075, PHA-1133 y PHA-1418), Maravilla de Venecia var. Rapit y dos líneas de mejora tienen el alelo de 1050 pb del gen *Co-4*²

mientras que diez variedades (PHA-0192, PHA-0228, PHA-0402, PHA-0417, PHA-1132, PHA-1134, PHA-1136, PHA-1412, PHA-1415 y PHA-1417) presentan el alelo de 1150 pb del gen *Co-4*². Las variedades locales PHA-0272, PHA-0283, PHA-0347, PHA-1075, PHA-1133 y PHA-1418 mostraron amplificación del gen *Co-4*² (banda de 1150 pb) cuando se utilizó el SCAR SBB14 y no amplificaron cuando se empleó el SAS13. Es sabido que SAS13 está más íntimamente ligado al gen de resistencia *Co-4* (Garzón *et al.*, 2008) que SBB14; a la luz de estos resultados puede especularse con el hecho de que el SCAR SBB14 puede complementar la información obtenida con el SCAR SAS13, ya que la amplificación de este SCAR puede explicar la resistencia fenotípica a las razas Mesoamericanas que no han presentado amplificación del SAS13 (doce variedades resistentes amplifican SBB14 y no SAS13). No obstante se debe tener precaución a la hora de utilizar estos marcadores para introducir genes de resistencia, sin realizar los tests de inoculación con las razas del patógeno correspondientes, ya que hay nueve variedades donde existe la amplificación de alguno de estos dos marcadores y la inoculación con las razas Mesoamericanas ha originado una respuesta de susceptibilidad. Esto puede explicarse, ya que los genes de resistencia pueden presentar relaciones epistáticas o penetración incompleta, o una respuesta variable a la agresividad del patógeno debida a la variación en las condiciones ambientales (Kelly y Vallejo, 2004), o también probablemente debida a la complejidad del locus *Co-4* (Melotto *et al.*, 2004). De cualquier manera, se confirma el amplio espectro de resistencia que confiere este gen en las variedades de judía analizadas. El gen *Co-4*² es identificado como el gen de resistencia a antracnosis de más amplio espectro (Balardin y Kelly, 1998), y es importante introducirlo con otros genes Mesoamericanos en aquellas zonas donde prevalecen las razas Andinas del patógeno.

El SCAR SAS13 en las variedades PHA-0217 y PHA-0597 (Figura 4.15) amplificó una banda de 250 pb además de la banda de 950 pb. Esta banda inespecífica también fue identificada por Melotto *et al.* (2004) y lo atribuyen a secuencias repetitivas; sin embargo, la banda inespecífica no está asociada a resistencia o susceptibilidad

(Garzón *et al.*, 2007), por lo que no se tuvo en cuenta en la lectura de los geles para la selección.

La amplificación del SCAR SAB3 fue negativa para todas las variedades de judía estudiadas excepto para PHA-1412 (con individuos resistentes para las razas 17 y 1545), lo que concluye la ausencia del gen *Co-5* de resistencia en el genoma de la mayoría de las variedades de judía analizadas, e implica que en general no existen interacciones digénicas entre *Co-4* y *Co-5*. Lo mismo sucedió cuando se analizó la presencia del gen *Co-9* a través de la amplificación del SCAR SB12 (ligado en acoplamiento al gen *Co-9*). La amplificación fue negativa para todas las variedades analizadas, con lo que se puede concluir que el fenotipo de resistencia evaluado en las variedades no puede ser asociado con un proceso de interacción génica entre el gen *Co-4* y el gen *Co-9*.

La mayoría de las variedades que mostraron resistencia en la inoculación artificial con razas Mesoamericanas del patógeno en los invernaderos, también mostraron amplificación con alguno de los SCARs utilizados, pero existen tres variedades PHA-0177 (resistente a todas las razas Mesoamericanas estudiadas), PHA-1135 (resistente a las razas 17 y 1545) y PHA-1411 (resistente a la raza 17) que no amplificaron en ningún caso por lo que su resistencia a esta enfermedad es conferida por algún gen no estudiado en este trabajo. Este hecho indica la necesidad de una continuación de este trabajo empleando más tipos de SCARs que confirmen la presencia de los genes implicados en la resistencia a este patógeno en esas variedades. El conocimiento de la variación patogénica local así como la elección de los genes y alelos es importante para la mejora de la resistencia a este patógeno, de modo que, por ejemplo, combinar genes Andinos (*Co-1*) con mesoamericanos (*Co-2*, *Co-4*, *Co-4*², *Co-5* o *Co-6*) aportaría un abanico más amplio de resistencia a las diferentes razas del patógeno.

Tabla 4.15. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a las razas Andinas de antracnosis en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas

Variedad	Tipo de reacción ¹											
	7			23			39			102		
	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max
Dorada Aragón	9	9	9	6	5	7	6	5	7	8	8	8
Felisa	9	8	9	5	5	7	5	4	7	7	5	8
M.V. Rapit	3	2	5	6	5	7	2	1	3	2	2	2
M. Venecia	9	9	9	5	4	6	1	1	2	6	5	7
Oro del Rhin	9	8	9	5	4	6	1	1	3	6	5	7
PHA-0038	9	9	9	6	6	7	6	4	7	7	5	8
PHA-0050	9	8	9	6	5	7	6	4	8	9	8	9
PHA-0068	8	8	9	7	6	8	7	7	8	9	8	9
PHA-0099	9	8	9	7	6	8	8	8	8	9	8	9
PHA-0167	8	6	9	7	6	8	6	5	8	9	8	9
PHA-0177	8	7	9	5	4	6	1	1	2	7	6	8
PHA-0192	9	8	9	5	5	7	1	1	1	8	7	9
PHA-0217	5	4	7	6	5	7	6	4	7	8	8	9
PHA-0228	4	3	6	5	4	6	6	5	8	8	8	8
PHA-0266	5	4	6	6	5	8	9	8	9	9	9	9
PHA-0272	5	4	6	7	7	9	7	7	8	9	8	9
PHA-0275	6	4	7	8	7	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0283	4	2	7	9	8	9	7	7	9	8	8	9
PHA-0287	7	6	8	9	8	9	8	7	9	9	8	9
PHA-0347	9	9	9	8	7	9	6	5	7	8	8	9
PHA-0394	9	9	9	9	8	9	6	4	7	8	8	9
PHA-0402	9	9	9	7	6	8	2	2	3	7	7	8
PHA-0417	9	9	9	6	6	7	2	2	4	7	6	7
PHA-0436	9	9	9	7	5	9	3	2	4	6	4	8
PHA-0453	9	9	9	7	5	8	6	5	7	8	8	9
PHA-0460	9	9	9	7	5	8	7	6	8	8	8	9
PHA-0465	9	7	9	8	7	9	8	8	8	8	7	9
PHA-0597	9	8	9	5	3	9	7	7	8	9	8	9
PHA-1075	9	9	9	9	9	9	7	6	8	9	8	9
PHA-1132	9	9	9	8	8	9	7	6	9	9	8	9
PHA-1133	9	8	9	8	8	9	9	8	9	9	8	9
PHA-1134	7	5	8	5	4	6	6	4	8	6	5	8
PHA-1135	9	8	9	8	8	9	4	4	6	9	8	9
PHA-1136	8	7	8	4	4	5	3	3	3	8	8	9
PHA-1137	9	9	9	8	7	9	6	5	6	8	8	8
PHA-1411	9	8	9	7	4	9	7	7	8	9	9	9
PHA-1412	6	3	8	7	4	9	6	6	7	8	7	9
PHA-1415	9	8	9	2	2	4	5	5	7	8	8	9
PHA-1417	2	2	3	3	2	5	6	4	8	8	8	9
PHA-1418	5	4	7	8	5	9	6	6	7	8	8	9
PMB-0063	9	9	9	7	6	8	7	6	7	8	8	9
PMB-0064	9	9	9	8	8	9	7	6	8	8	8	9
PMB-0066	9	9	9	8	8	9	5	4	5	8	8	9
PMB-0068	9	9	9	9	8	9	6	5	7	8	8	9
PMB-0069	9	7	9	8	8	9	6	5	7	8	8	9
PMB-0070	9	9	9	8	8	9	7	6	7	8	8	9
PMB-0073	9	9	9	8	8	9	7	7	8	8	8	9

¹Reacción a antracnosis: 1=resistente a 9=susceptible (van Schoonhoven y Pastor-Corrales, 1987).

Tabla 4.16. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a las razas Mesoamericanas de antracnosis en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas

Variedad	Tipo de reacción ¹											
	17			73			448			1545		
	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max
Dorada Aragón	8	7	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
Felisa	6	5	7	9	9	9	9	8	9	9	9	9
M.V. Rapit	7	7	8	9	9	9	4	3	5	9	9	9
M. Venecia	7	6	8	9	8	9	9	9	9	9	9	9
Oro del Rhin	7	6	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
PHA-0038	7	6	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0050	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0068	7	6	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0099	7	7	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0167	8	7	9	9	9	9	9	9	9	2	1	3
PHA-0177	1	1	3	2	2	3	1	1	1	7	1	9
PHA-0192	4	3	6	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0217	6	4	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0228	3	2	4	8	8	9	8	8	9	8	7	9
PHA-0266	5	4	6	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0272	8	7	9	9	9	9	9	9	9	3	1	4
PHA-0275	3	3	4	9	8	9	3	1	5	9	8	9
PHA-0283	7	7	8	9	9	9	9	8	9	9	9	9
PHA-0287	6	6	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0347	7	7	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0394	8	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0402	4	3	6	9	9	9	9	8	9	6	1	9
PHA-0417	4	4	6	8	7	9	6	3	9	1	1	1
PHA-0436	3	2	4	2	2	3	1	1	3	9	9	9
PHA-0453	3	3	4	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0460	7	6	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0465	7	7	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0597	8	7	9	9	9	9	9	8	9	8	8	8
PHA-1075	7	7	8	9	9	9	9	9	9	3	1	6
PHA-1132	2	1	3	8	7	9	1	1	1	9	8	9
PHA-1133	8	7	8	9	8	9	9	9	9	1	1	2
PHA-1134	2	2	2	2	1	3	2	1	4	9	9	9
PHA-1135	3	3	4	9	9	9	9	9	9	1	1	2
PHA-1136	1	1	2	2	1	3	2	1	5	8	9	9
PHA-1137	6	5	7	8	8	9	9	9	9	9	6	9
PHA-1411	5	3	7	9	7	9	9	9	9	7	8	9
PHA-1412	4	1	7	8	8	9	9	9	9	4	2	6
PHA-1415	1	1	1	7	5	8	9	9	9	3	3	6
PHA-1417	3	3	4	5	4	7	9	8	9	4	3	5
PHA-1418	2	2	3	4	3	5	8	8	9	9	9	9
PMB-0063	8	8	9	9	9	9	9	8	9	9	9	9
PMB-0064	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PMB-0066	8	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PMB-0068	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PMB-0069	8	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PMB-0070	8	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PMB-0073	8	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9

¹Reacción a antracnosis: 1=resistente a 9=susceptible (van Schoonhoven y Pastor-Corrales, 1987).

Tabla 4.17. Reacción de las variedades locales, líneas y variedades comerciales evaluadas a las razas Andinas de antracnosis

Raza	Variedad	Tipo de reacción ¹				Total	Susceptible (%) ²
		R	S	R/S	I		
7	Locales	1	27	2	5	35	77
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos		4	1		5	80
23	Locales	2	22	1	10	35	63
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos				5	5	0
39	Locales	6	11		18	35	31
	Líneas puras		4		3	7	57
	Testigos	3			2	5	0
102	Locales		31		4	35	89
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos	1	2		2	5	40
Reacción (%) ³		7	65	2	26		

¹R = resistente, S = susceptible, I = reacción intermedia, y R/S = resistentes y susceptibles.

²Porcentaje de variedades susceptibles.

³Media del porcentaje de variedades resistentes, susceptibles, resistentes y susceptibles y con reacciones intermedias de las razas de antracnosis.

Tabla 4.18. Reacción de las variedades locales, líneas y variedades comerciales evaluadas a las razas Mesoamericanas de antracnosis

Raza	Variedad	Tipo de reacción ¹				Total	Susceptible (%) ²
		R	S	R/S	I		
17	Locales	12	14	4	5	35	40
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos		4		1	5	80
73	Locales	4	29	1	1	35	83
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos		5			5	100
448	Locales	4	28	3		35	80
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos		4		1	5	80
1545	Locales	5	24	6		35	69
	Líneas puras		7			7	100
	Testigos		5			5	100
Reacción (%) ³		7	13	75	7	4	

¹R = resistente, S = susceptible, I = reacción intermedia, y R/S = resistentes y susceptibles.

²Porcentaje de variedades susceptibles.

³Media del porcentaje de variedades resistentes, susceptibles, resistentes y susceptibles y con reacciones intermedias de las razas de antracnosis.

Tabla 4.19. Segregación de los marcadores SAB3 (Co-5), SAS13 (Co-4), SBB14 (Co-4²) y SB12 (Co-9) en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas

Variedad	SAB3 ¹	SAS 13	SBB14 ²	SB12
Dorada de Aragón	-	-	-	-
Felisa	-	-	-	-
M.V. Rapit	-	+	1	-
M. Venecia	-	-	-	-
Oro del Rhin	-	-	-	-
PHA-0038	-	+	1	-
PHA-0050	-	-	-	-
PHA-0068	-	+	-	-
PHA-0099	-	+	1	-
PHA-0167	-	+	1	-
PHA-0177	-	-	-	-
PHA-0192	-	-	2	-
PHA-0217	-	+?	-	-
PHA-0228	-	-	2	-
PHA-0266	-	-	-	-
PHA-0272	-	-	1	-
PHA-0275	-	+	1	-
PHA-0283	-	-	1	-
PHA-0287	-	+	1	-
PHA-0347	-	-	1	-
PHA-0394	-	+	-	-
PHA-0402	-	-	2	-
PHA-0417	-	+	2	-
PHA-0436	-	+	1	-
PHA-0453	-	+	1	-
PHA-0460	-	+	1	-
PHA-0465	-	+	1	-
PHA-0597	-	+?	1	-
PHA-1075	-	-	1	-
PHA-1132	-	-	2	-
PHA-1133	-	-	1	-
PHA-1134	-	+	2	-
PHA-1135	-	-	-	-
PHA-1136	-	-	2	-
PHA-1137	-	-	-	-
PHA-1411	-	-	-	-
PHA-1412	+	-	2	-
PHA-1415	-	-	2	-
PHA-1417	-	-	2	-
PHA-1418	-	-	1	-
PMB-0063	-	+	1	-
PMB-0064	-	+	1	-
PMB-0066	-	-	-	-
PMB-0068	-	-	-	-
PMB-0069	-	-	-	-
PMB-0070	-	+	-	-
PMB-0073	-	-	-	-

¹Ausencia (-) y presencia (+) del marcador correspondiente.

²Alelos 1 (1050 pb) y 2 (1150 pb).

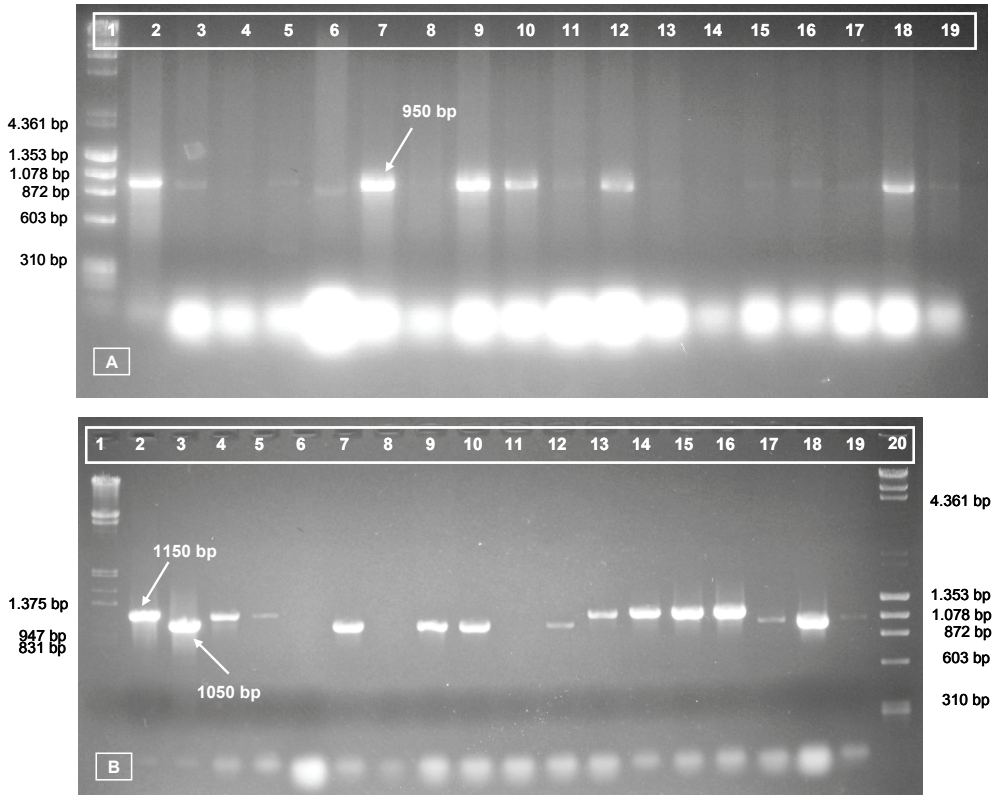


Figura 4.13 A) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAS13 (líneas 4 a 18). Línea 1 marcador lambda DNA-Hind III/ Φ X-174 DNA-Hae III de peso molecular conocido. Líneas 2, TO (*Co-4*); 3, Bolita (*co-4*); 7, PHA-0275 (*Co-4*); 9, PHA-0436 (*Co-4*); 10, PHA-0453 (*Co-4*); 12, PHA-1134 (*Co-4*); 18, Maravilla de Venecia var. Rapit (*Co-4*). B) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SBB14 (líneas 4 a 19). Líneas 1 y 20 marcador Lambda DNA/EcoR I + Hind III y lambda DNA-Hind III/ Φ X-174 DNA-Hae III de peso molecular conocido, respectivamente. Líneas 2, SEL1308 (*Co-4*²); 3, TO (*Co-4*²); 4, PHA-0177 (*Co-4*²); 7, PHA-0275 (*Co-4*²); 9, PHA-0436 (*Co-4*²); 10, PHA-0453 (*Co-4*²); 12, PHA-1134 (*Co-4*²); 13, PHA-1135 (*Co-4*²); 14, PHA-1136 (*Co-4*²); 15, PHA-1415 (*Co-4*²); 16, PHA-1417 (*Co-4*²); 17, PHA-1418 (*Co-4*²); 18, Maravilla de Venecia var. Rapit (*Co-4*²).

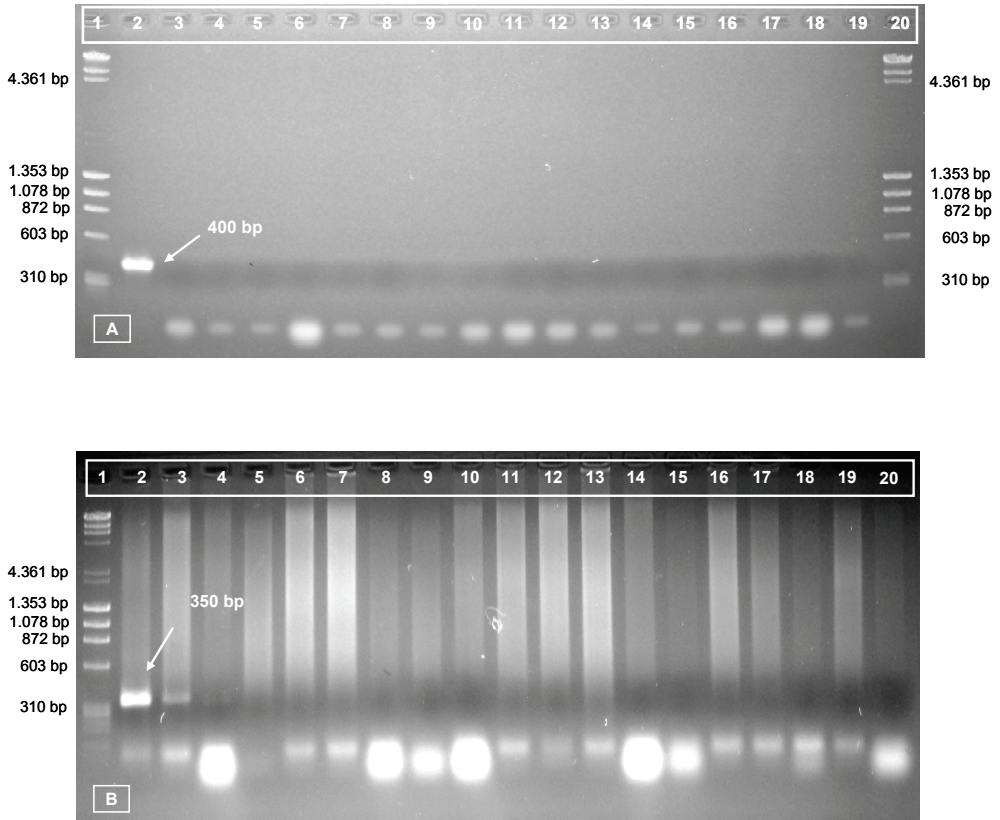


Figura 4.14. A) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAB3 (líneas 4 a 19). Líneas 1 y 20 marcador lambda DNA-*Hind* III/ Φ X-174 DNA-*Hae* III de peso molecular conocido. Líneas 2, TU (Co-5); 3, Bolita (co-5). B) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SB12 (líneas 4 a 19). Líneas 1 y 20 marcador lambda DNA-*Hind* III/ Φ X-174 DNA-*Hae* III de peso molecular conocido. Líneas 2, Bat93 (Co-9); Widusa (Co-9).

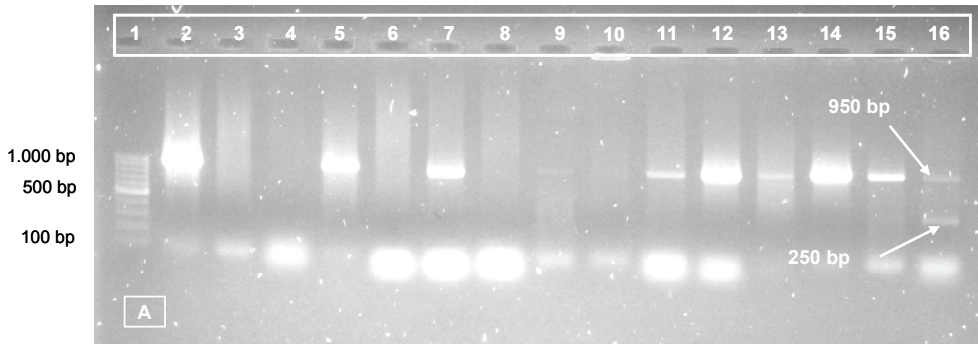


Figura 4.15 A) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 14 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAS13 (líneas 3 a 16). Línea 1 marcador O'Gene Ruler™ de peso molecular conocido. Líneas 2, TO (*Co-4*); 5, PHA-0275 (*Co-4*); 7, PHA-0287 (*Co-4*); 11, PHA-0417 (*Co-4*); 12, PHA-0436 (*Co-4*); 13, PHA-0453 (*Co-4*); 14, PHA-0460 (*Co-4*), 15, PHA-0465 (*Co-4*) y 16, PHA-0597 (*Co-4*).

4.7. Variabilidad en la reacción al Virus del Mosaico Común y Necrótico en las variedades de judía de vaina amarilla

Los resultados obtenidos tras la inoculación con las cepas del virus del mosaico común (US6 perteneciente al patogrupa 7, Drijfhout *et al.*, 1978) y necrótico (NL3-K del patogrupa 6a) en las variedades de judía estudiadas, así como la confirmación de los genes de resistencia presentes mediante el uso de marcadores moleculares tipo SCARs, SW13, SBD5 y ROC11 que detectan la presencia del gen *I*, *bc-1²* y *bc-3*, respectivamente, se muestran en la Tabla 4.14 y Figuras 4.15 y 4.16.

La resistencia al virus del mosaico común y necrótico viene conferida por siete genes, un gen dominante *I*, que produce necrosis a temperaturas superiores de 27°C, cinco genes recesivos específicos, *bc-1²*, *bc-1*, *bc-2²*, *bc-2* y *bc-3* y un gen no específico que es complementario de los otros cinco genes recesivos, *bc-u* (Vallejos *et al.*, 2006). De los cuatro loci, *bc-u* y *bc-1* están fuertemente ligados. La presencia de *bc-u* se asume en genotipos que presenten genes recesivos específicos pero no se ha demostrado, aunque se sabe que no es necesario para la expresión del gen *I*. Los mecanismos de resistencia son diferentes (Mukeshimana *et al.*, 2003), el gen *I* da hipersensibilidad (necrosis aguda ante la infección vírica), y los genes recesivos retrasan el movimiento del virus dentro de la planta, probablemente restringiendo el movimiento de las proteínas víricas.

La combinación de los diferentes genes de resistencia confiere diferentes fenotipos en la respuesta a las diferentes cepas de BCMV y BCMNV (Strausbaugh *et al.*, 2003). Así frente a razas necróticas como NL3-K, *ii + bc-1²bc-1²* = mosaico medio, *II + bc-1²bc-1²* = necrosis venal-la presencia de *bc-1²* reduce los síntomas de necrosis, *ii + bc-2²bc-2²* = no reacción o resistencia, *II + bc-2²bc-2²* = lesiones necróticas locales, *ii + bc-3bc-3* = no reacción, *II + bc-3bc-3* = no reacción, *II* = necrosis apical o top necrosis, *ii + bc-1bc-1* y *ii + bc-2-bc-2* = mosaico, *II + bc-1bc-1* = necrosis apical. Respecto a la respuesta frente a razas no necróticas como US6, *II + bc-3bc-3*, *ii + bc-3bc-3* = no reacción, *ii + bc-2²bc-2²* = mosaico, *ii + bc-2bc-2* = no reacción, *ii + bc-1bc-1* y *ii + bc-1²bc-1²* = mosaico. El gen *bc-1²* sólo provee

resistencia frente a los patogrupos 1, 2, 3 y 5, mientras que *bc-2* lo hace frente a los patogrupos 1, 2, 4 y 7. Sin embargo, en combinación condicionan resistencia a todos los patogrupos excepto el 6 (Drijfhout *et al.*, 1978).

En el estudio basado en la respuesta a las cepas necrótica NL3-K y no necrótica US6, Dorada de Aragón y seis variedades locales poseen los genes *bc-u + bc-1² + bc-2* aunque dos variedades presentan mezcla con otro genotipo, y poseen los genes *bc-u + bc-1²*. Estas siete variedades presentan una respuesta de resistencia frente a la cepa no necrótica y de mosaico frente a la cepa necrótica, aunque los genotipos *bc-u + bc-1²* presentaron una reacción de mosaico frente a la cepa no necrótica. Además, cuatro variedades mostraron una reacción de resistencia frente a la cepa US6 y de mosaico para la cepa NL3-k, y poseen el genotipo *bc-u + bc-1 + bc-2*, aunque dos variedades tuvieron también una respuesta de mosaico para la cepa no necrótica y tienen el genotipo *bc-u + bc-1 + bc-2*.

Se encontró una respuesta de mosaico frente a ambas en 19 variedades locales, de las cuales 9 variedades presentaron el genotipo *bc-u + bc-1²*, amplifican el marcador SBD-5, y 10 variedades tuvieron el genotipo *bc-u + bc-1*.

La resistencia frente a las cepas de BCMV y BCMNV se encontró en cuatro variedades, Felisa, PHA-0266, PHA-1415 y PHA-1418. Felisa presenta el genotipo *I + bc-3* mientras que PHA-0266, PHA-1415 y PHA-1418 tienen el genotipo *bc-u + bc-3 + bc-1²*. Sin embargo, las cuatro variedades tuvieron mezcla con otro genotipo, así Felisa mostró además una reacción de necrosis local frente a NL3-K y por lo tanto el genotipo que posee es *I + bc-1²*, PHA-0266 fue susceptible para US6 y su genotipo será *bc-u + bc-1² + bc-2²*, y PHA-1415 y PHA-1418 mostraron síntomas de mosaico para ambas cepas y su genotipo será *bc-u + bc-1²*. La variedad PHA-1137 mostró también una reacción de resistencia para NL3-K y mosaico para US6 con el genotipo *bc-u + bc-1² + bc-2²* aunque además tuvo mezcla con el genotipo *bc-u + bc-1²* y mostró plantas con mosaico para NL3-K. Por otro lado, los individuos de las variedades PHA-0266 y PHA-1418 con genotipo *bc-u + bc-3 + bc-1²* no dieron un resultado positivo para el marcador ROC11. El uso de este SCAR en selección

asistida ha sido limitado debido a la ausencia de polimorfismo y reproducibilidad entre diferentes acervos genéticos de judía (Kelly *et al.*, 2003).

Se observó una respuesta de necrosis apical frente a la cepa NL3-K y resistencia frente a la cepa no necrótica US6 en 10 variedades locales, Maravilla de Venecia var. Rapi, Maravilla de Venecia y Oro del Rhin, lo que apoya la presencia del gen dominante *I*, el cual además se confirmó con el marcador SW13, y que no estaría protegido. Sin embargo, en 10 de estas variedades se detectó la presencia del marcador SBD5, lo que implicaría la existencia del gen *bc-1²*. Miklas *et al.* (2000) también observaron la presencia de *bc-1²* en genotipos que sólo expresan el gen *I*, es decir con una respuesta de top necrosis. Por lo tanto, el SCAR SBD5 para selección asistida del gen *bc-1²* debe usarse con precaución, ya que se ha visto que plantas que poseían el genotipo *bc-1²* daban sintomatologías diferentes de las esperadas con lo que quizás pueda existir otro gen que esté induciendo resistencia en las variedades estudiadas (Strausbaugh *et al.*, 2003).

La combinación del gen *I* y *bc-3* es la más efectiva, ya que hasta la fecha no existen cepas de este potyvirus capaces de vencer la resistencia proporcionada por ambos genes (Pérez y Ferreira, 2008). Sin embargo, la interacción existente entre ambos enmascara la presencia del gen *I* y es por ello fundamental el uso de marcadores moleculares para confirmar su presencia. El gen *bc-3* enmascara el efecto del gen *I*, *bc-2²* y *bc-1²*; y *bc-2²* enmascara el gen *bc-1²* (Kelly *et al.*, 1995). Además, debido a la interacción epistática entre *bc-3* y *I*, el efecto del gen *I* puede no detectarse fenotípicamente en la presencia del gen *bc-3*. El gen *I* combinado con el gen *bc-3* o el gen *bc-u*, *bc-1²*, y *bc-3* puede conferir resistencia a todas las cepas conocidas del virus sin respuesta hipersensible letal (Kelly *et al.*, 2003). Ninguna de las variedades estudiadas presentó resistencia a la enfermedad en la que no hubiera reacción de hipersensibilidad, excepto el testigo Felisa, PHA-0266, PHA-1415 y PHA-1418 en que alguno de los individuos así lo hizo. Las variedades de judía con diferentes genes de resistencia para BCMV son una prioridad para muchos programas de mejora ya que poseen una resistencia más estable frente a un más amplio espectro de cepas de virus y patogrupos (Drijfhout, 1978; Kelly *et*

al., 1995). El SCAR SW13 ligado al gen *I* (Haley *et al.*, 1994; Melotto *et al.*, 1996) se ha empleado en muchos laboratorios para desarrollar germoplasma con la combinación génica *I* + *bc-3*, y ha demostrado ser efectivo en un amplio rango de germoplasma de los dos acervos genéticos. Sin embargo, la distancia del marcador al gen *I*, aproximadamente de 5 cM, puede resultar en recombinantes que poseen el marcador pero no presentan el gen (Vandermark y Miklas, 2005), de ahí que se recomienden los tests de patogenidad para confirmar la presencia del gen *I*.

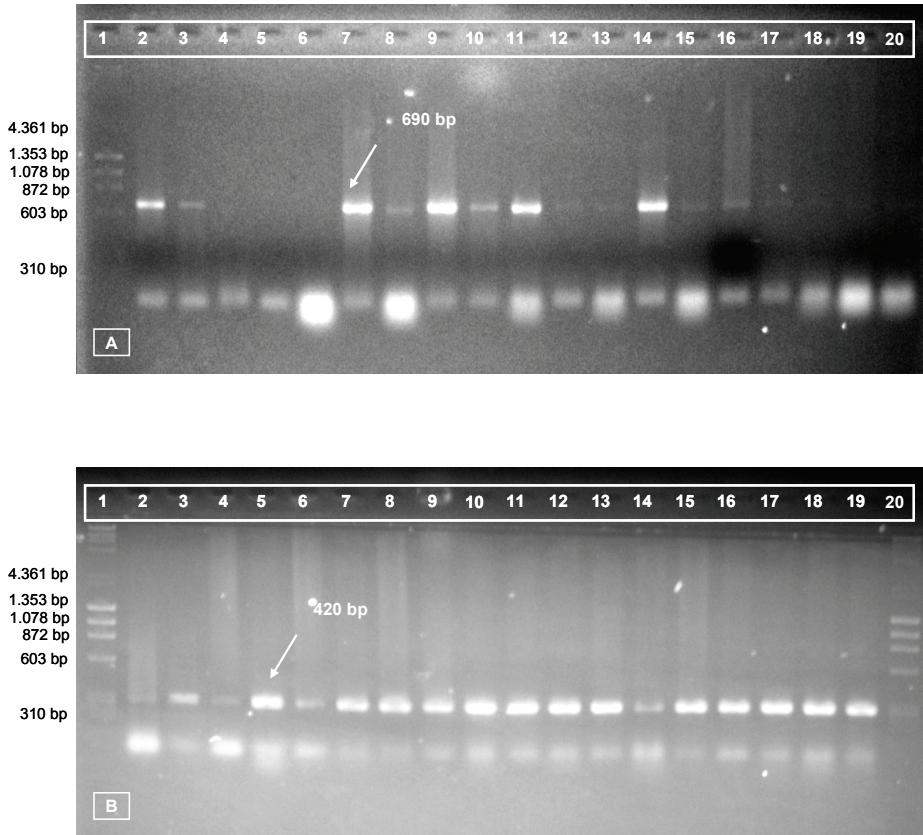


Figura 4.16. A) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 19 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SW13 (líneas 2 a 20). Línea 1 marcador Lambda DNA/EcoR I + Hind III de peso molecular conocido. Líneas 2, Vax 3 (*I*); 7, PHA-1132 (*I*); 9, PHA-1134 (*I*); 10, PHA-1135 (*I*); 11, PHA-1136 (*I*); 14, PHA-1412 (*I*). B) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR ROC11 (líneas 2 a 19). Líneas 1y 20 marcador Lambda DNA/EcoR I + Hind III de peso molecular conocido. Líneas 2, MCM3510 (*bc-3*); 4, MCM3034 (*bc-3*); 14, PHA-1415 (*bc-3*).

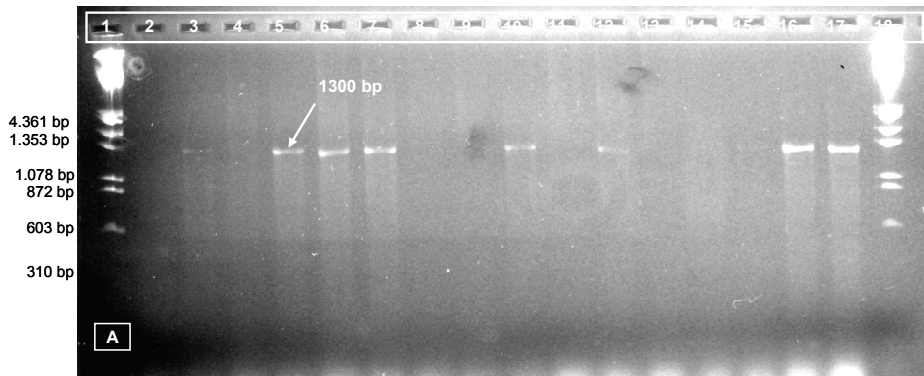


Figura 4.17. A) Gel de agarosa al 1,2% teñido con bromuro de etidio mostrando el resultado de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SBD5 (líneas 2 a 17). Líneas 1 y 18 marcador Lambda DNA/EcoR I + Hind III de peso molecular conocido. Líneas 3, Beryl ($bc-1^2$); 5, PHA-0453 ($bc-1^2$); 6, PHA-0465 ($bc-1^2$); 7, PHA-1132 ($bc-1^2$); 10, PHA-1135 ($bc-1^2$); 12, PHA-1137 ($bc-1^2$); 15, PHA-1415 ($bc-1^2$); 16, PHA-1417 ($bc-1^2$); 17, PHA-1418 ($bc-1^2$).

Tabla.4.20. Reacción al virus del mosaico común y necrótico (BCMV/BCMNV) en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas

Variedad	Genes de resistencia ¹	Cepas		SW13 ₆₉₀	ROC11 ₄₂₀	SBD5 ₁₃₀₀
		BCMV/BCMNV ²	US6 NL3-K			
D. Aragón	<i>bc-u, bc-1², bc-2</i>	R	S	-	+	+
Felisa	<i>l, bc-1² // l, bc-3</i>	R	LN/R	+	-	+
M.V. Rapit	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
M. Venecia	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
Oro Rhin	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0038	<i>bc-u, bc-1², bc-2</i>	R	S	-	+	+
PHA-0050	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0068	<i>bc-u, bc-1², bc-2 (RS) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	V	S	-	+	+
PHA-0099	<i>bc-u, bc-1, bc-2 (RS) // bc-u, bc-1 (SS)</i>	V	S	-	+	-
PHA-0167	<i>bc-u, bc-1², bc-2</i>	R	S	-	+	+
PHA-0177	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0192	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0217	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0228	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0266	<i>bc-u, bc-3, bc-1² (RR) (?) // bc-u, bc-1², bc-2² (SR)</i>	V	R	-	+	+
PHA-0272	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0275	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0283	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0287	<i>bc-u, bc-1², bc-2 (RS) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	V	S	-	+	+
PHA-0347	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0394	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0402	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0417	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-0436	<i>l</i>	R	TN	+	+	-
PHA-0453	<i>bc-u, bc-1², bc-2</i>	R	S	-	+	+
PHA-0460	<i>bc-u, bc-1, bc-2</i>	R	S	-	+	-
PHA-0465	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-0597	<i>bc-u, bc-1 (?)</i>	S	S	-	+	-
PHA-1075	<i>bc-u, bc-1 (?)</i>	S	S	-	+	-
PHA-1132	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-1133	<i>bc-u, bc-1²</i>	S	S	-	+	+
PHA-1134	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PHA-1135	<i>l (?)</i>	R	TN	+	+	+
PHA-1136	<i>l</i>	R	TN	+	+	-
PHA-1137	<i>bc-u, bc-1², bc-2² (SR) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	S	V	-	+	+
PHA-1411	<i>bc-u, bc-1, bc-2 (RS) // bc-u, bc-1 (SS)</i>	V	S	-	+	-
PHA-1412	<i>bc-u, bc-1, bc-2 (RS) // bc-u, bc-1 (SS)</i>	V	S	-	+	-
PHA-1415	<i>bc-u, bc-3, bc-1² (RR) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	V	V	-	-	+
PHA-1417	<i>bc-u, bc-1², bc-2 (RS) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	V	S	-	+	+
PHA-1418	<i>bc-u, bc-3, bc-1² (RR) (?) // bc-u, bc-1² (SS)</i>	V	V	-	+	+
PMB-0063	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0064	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0066	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0068	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0069	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0070	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-
PMB-0073	<i>bc-u, bc-1</i>	S	S	-	+	-

¹(?) Resultado que no concuerda con lo encontrado con el marcador molecular.

²Reacción a BCMV/BMNV: R=resistente, S=susceptible, V=mezcla de genotipos resistentes y susceptibles, TN=necrosis apical, LN=necrosis local.

4.8. Variabilidad en la reacción a *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en las variedades de judía de vaina amarilla

Las variedades de judía presentaron cuatro tipos de reacciones (Tablas 4.21, 4.22, 4.23 y 4.24): resistente (R), susceptible (S), intermedia (I) y mezcla de genotipos resistentes y susceptibles (R/S) a las diferentes razas de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Psp).

Taylor *et al.* (1996a, b) y Rivas *et al.* (2005) identificaron cinco genes de resistencia monogénicos, ninguno de los cuales condiciona resistencia a la raza 6, que es la raza más frecuente del patógeno en todas las zonas de producción de judía. El gen de resistencia *Pse-1* condiciona resistencia a las razas 1, 7 y 9 y reside en el grupo de ligamiento B4. El gen *Pse-3* condiciona resistencia a las razas 3 y 4 y está completamente ligado al gen *I*, ya que no se han observado recombinantes para esos dos genes (Taylor *et al.*, 1996a). Ambos genes confieren una reacción de hipersensibilidad, el gen *Pse-3* a las razas 3 y 4, y el gen *I* a todas las razas de BCMNV y ciertas razas de BCMV, expresando una necrosis dependiente de la temperatura. Debido a que el modo de acción de hipersensibilidad para *Pse-3* y el gen *I* es similar, y a que no se han observado recombinantes entre ambos genes, es posible que el gen *I* condicione resistencia a ambas enfermedades. El gen *Pse-4* confiere resistencia a la raza 5 y se encuentra ligado débilmente con *Pse-1*, en un cluster que confiere resistencia a las razas 1, 7 y 9 (Fourie *et al.*, 2004).

Pseudomonas syringae pv. *phaseolicola* se diferencia en nueve razas basadas en la presencia o ausencia de cinco genes de avirulencia (*avr*) los cuales interactúan con los correspondientes cinco genes de resistencia. Muchos aislados de Psp producen faseolotoxina, que incrementa la virulencia, aunque la mayoría de los aislados españoles (60% de aislados es Tox-) no la producen (Oguiza *et al.*, 2003; Rico *et al.*, 2003). Frecuentemente se pueden presentar en una misma zona geográfica varias razas de forma simultánea (López *et al.*, 2003), lo que hace ineficiente el uso de variedades que lleven genes específicos de raza. Además, la predominancia

de una raza en una localidad puede cambiar de un año a otro (Asensio, 1995). Debido a esta variabilidad y a la co-evolución de la planta con el patógeno, la resistencia genética podría no ser tan eficiente como se desea, y se ha sugerido que una combinación de resistencia raza-específica y no-específica ofrecería una estrategia efectiva para establecer una resistencia duradera (Taylor *et al.*, 1996b). Por otro lado, además de la resistencia cualitativa a este patógeno también se ha descrito una resistencia cuantitativa, dependiendo de la fuente de resistencia usada (Yaish *et al.*, 2006). La variedad Jules se ha identificado como portadora de una resistencia cuantitativa no específica de raza (Taylor *et al.*, 1996b), y es posible que estuvieran dos QTLs implicados en ella (Yaish *et al.*, 2006; Perchepped *et al.*, 2006).

Ninguno de los aislados de Psp produjo patrones de respuesta idénticos en hoja en todas las variedades de judía estudiadas, aunque la mayoría de las variedades estudiadas fueron susceptibles a todas las razas evaluadas. La raza 1 es una de las razas más ampliamente distribuida a nivel mundial (Taylor *et al.*, 1996a; Asensio *et al.*, 1998; Lamma *et al.*, 2002; Asensio *et al.*, 2002). Esto explica el hecho de que la raza 1 haya sido una de las más virulentas porque las variedades mostraron en hoja y vaina los síntomas típicos de la enfermedad en el 100% del material evaluado excepto para la variedad PHA-1418 que tuvo en vaina con la cepa 1281A una reacción de resistencia. La raza 2 (100% de susceptibilidad en hoja y vaina) no presentó reacción de resistencia en ninguna de las variedades evaluadas excepto para la línea de mejora PMB-0063 en la inoculación en vaina con la cepa 1650. Estos resultados coinciden con los estudios llevados a cabo por Taylor y Teverson (1986), quienes realizaron pruebas preliminares de resistencia en una colección de 454 accesiones de judía y no encontraron ninguna variedad resistente a la raza 2.

En la reacción a la raza 5 en hoja (100% de susceptibilidad) sólo dos líneas de mejora presentaron resistencia, lo que coincide con otros estudios (Taylor *et al.*, 1996a) que indican que la incidencia de esta raza se presenta distribuida por todo el mundo. En la respuesta a la raza 5 en vaina (92 y 64% de susceptibilidad para las cepas 1390 y 2708, respectivamente), una variedad PHA-1418 y dos líneas de

mejora presentaron individuos resistentes para las cepas de la raza 5 estudiadas, mientras que la variedad PHA-0436 presentó una reacción de resistencia sólo para la cepa 2708. Fourie (1998) encontró reacciones diferentes en la inoculación con una misma raza en hoja y vaina, lo que sugiere que genes diferentes podrían controlar la resistencia en hojas y vainas. La raza 5 es una de las más frecuentes en León y zonas próximas (González *et al.*, 2003).

La raza 3 fue la raza menos virulenta (71% de susceptibilidad en hoja, y 64 y 69% de susceptibilidad en vaina para las cepas 2425B y 1427B, respectivamente), encontrándose para la reacción en hoja diez variedades locales (PHA-0177, PHA-0192, PHA-0228, PHA-0402, PHA-0417, PHA-0436, PHA-1132, PHA-1134, PHA-1135 y PHA-1136) y cuatro comerciales (Felisa, Maravilla de Venecia var. Rapit, Maravilla de Venecia y Oro del Rhin) resistentes. Respecto a la reacción en vaina, las variedades antes mencionadas y testigos mostraron los mismos síntomas de resistencia para la inoculación con las cepas 2425B, 1427B y 1301A, excepto para las variedades Felisa (en las cepas 1427B y 1301A), PHA-0436 (susceptible en las tres cepas) y PHA-1132 (cepa 2425B) con individuos resistentes y susceptibles, mientras que PHA-1411 fue resistente sólo en vaina con las cepas 1427B y 1301A. La mayor incidencia de esta raza ocurre el este y centro de África, y coincide con los trabajos realizados por Taylor y Teverson (1986) que encontraron la mayor frecuencia de variedades resistentes en las inoculaciones con esta raza.

En la reacción a la raza 4 (76% de susceptibilidad), seis variedades locales (PHA-0177, PHA-0228, PHA-0402, PHA-417, PHA-0436, PHA-1132, PHA-1134 y PHA-1135) y las variedades comerciales Felisa, Maravilla de Venecia, Maravilla de Venecia var. Rapit y Oro del Rhin fueron resistentes. Respecto a la respuesta en vaina se encontró un 56 y 64% de susceptibilidad para las cepas 1499A y 1385A, respectivamente. Los testigos estudiados y las variedades PHA-0177, PHA-0192, PHA-0228, PHA-0272, PHA-0402, PHA-0436, PHA-1132, PHA-1134, PHA-1135, PHA-1136 y PHA-1411 mostraron individuos con resistencia a ambas cepas. La mayor incidencia de esta enfermedad ocurre en el este y el centro de África (Taylor *et al.*, 1996a).

La amplificación del marcador molecular SCAR SW13 ligado al gen *I* que confiere resistencia al virus BCMV ha dado un resultado positivo en todas las variedades que presentan resistencia a la raza 3 de Psp, mientras que no ha habido amplificación en aquellas variedades susceptibles a esta raza. En el caso de la raza 4 el gen *I* aparece en todas las variedades que son resistentes aunque también está presente en algunas de las variedades susceptibles. Dado que el gen *Ps3* ha sido mapeado en una región del genoma próxima al gen *I*, y como han sugerido algunos autores (Fourie, 2004; Yaish *et al.*, 2006) este gen podría conferir resistencia también a las razas 3 y 4 de Psp. El marcador SW13 podría ser utilizado para determinar la resistencia a las razas 3 y 4 de Psp (especialmente a la raza 3), y utilizarlo en programas de mejora para resistencia a Psp con selección asistida por marcadores.

La respuesta a las razas 6, 7, 8 y 9 mostró en hoja y vaina los síntomas típicos de la enfermedad en aproximadamente el 100% del material evaluado. Sin embargo, en la inoculación en vaina las variedades PHA-0272, PHA-1418 y dos líneas de mejora presentaron individuos resistentes para la raza 7, y la variedad PHA-1418 y dos líneas de mejora mostraron también resistencia para la raza 9. La distribución de las razas 6 y 7 es mundial, siendo también las más frecuentes en España (Asensio *et al.*, 1998) mientras que las razas 8 y 9 presentan una mayor incidencia en Sudáfrica (Taylor *et al.*, 1996a; Fourie, 1998). La elevada susceptibilidad observada vuelve a poner de manifiesto la necesidad de llevar a cabo estudios de incidencia de la enfermedad en el campo, ya que las inoculaciones artificiales dan un resultado objetivo en condiciones controladas y favorables al desarrollo de la enfermedad, que puede no darse de igual manera en el campo. Por otro lado, la climatología podría modular la expresión de la enfermedad, ya que los síntomas que se producen en las hojas dependen de la temperatura (Nüske y Fritsche, 1989). Es importante tener en cuenta que las cepas de las razas 3, 4, 5, 7 y 9 no produjeron la misma respuesta en las variedades de judía estudiadas, tanto en hoja como en vaina, lo que indica que los genes de avirulencia que identifican los aislados son únicos.

Tabla 4.21. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en hoja de las variedades estudiadas

Variedad	Raza 1 ¹			Raza 2			Raza 3			Raza 4			Raza 5		
	1281A			1839A			2425B			1499A			1390		
	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M
D. Aragón	5	5	5	4	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Felisa	4	5	5	4	5	5	1	2	1	1	2	2	4	5	4
M.V. Rapit	4	5	4	3	5	4	1	2	1	1	2	1	5	5	5
M.Venecia	5	5	5	4	5	5	1	2	1	1	2	2	4	5	5
O. Rhin	4	5	5	4	5	4	1	2	1	1	2	2	4	5	5
PHA-0038	4	5	5	4	5	5	4	5	4	4	5	5	5	5	5
PHA-0050	5	5	5	5	5	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-0068	4	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0099	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-0167	4	5	4	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-0177	4	5	5	4	5	5	1	2	1	1	2	1	5	5	5
PHA-0192	4	5	5	4	5	5	1	2	1	4	5	5	4	5	5
PHA-0217	4	5	5	4	5	4	3	5	4	4	5	5	5	5	5
PHA-0228	5	5	5	5	5	5	1	2	1	1	2	1	5	5	5
PHA-0266	4	5	5	5	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-0272	4	5	4	4	5	5	4	5	4	4	5	5	4	4	4
PHA-0275	4	5	4	5	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0283	3	5	4	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0287	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0347	4	5	5	3	5	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0394	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0402	4	5	4	4	5	5	1	2	2	1	2	1	4	5	5
PHA-0417	4	4	4	4	5	4	1	2	1	1	2	1	5	5	5
PHA-0436	5	5	5	4	5	5	1	3	2	1	2	2	4	4	4
PHA-0453	5	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0460	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0465	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-0597	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-1075	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-1132	4	5	4	4	5	5	1	2	1	1	2	1	5	5	5
PHA-1133	4	5	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-1134	4	5	5	4	5	5	1	2	1	1	2	2	5	5	5
PHA-1135	4	5	5	4	5	5	1	2	1	1	2	2	5	5	5
PHA-1136	4	5	5	4	5	5	1	1	1	4	5	4	5	5	5
PHA-1137	5	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1411	4	5	5	4	5	4	5	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-1412	4	5	4	3	5	4	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-1417	4	5	4	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-1418	4	5	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PMB-0063	4	5	5	3	5	4	4	5	4	4	5	5	2	2	2
PMB-0064	5	5	5	4	5	4	4	5	5	4	5	5	2	3	2
Edmun	2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	2	2	2
Jules	2	2	2	5	5	5	5	5	5	1	1	1	5	5	5
Tendergreen	4	4	4	5	5	5	4	4	4	5	5	5	5	5	5

¹Reacción a Psp: 1-2=resistente, 3=intermedio, 4-5=susceptible.

Tabla 4.21. Continuación

Variedad	Raza 6 ¹			Raza 7			Raza 8			Raza 9		
	1448A			1449B			2659A			2732E		
	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M
D. Aragón	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Felisa	3	5	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5
M.V. Rapit	4	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5
M. Venecia	4	5	5	4	5	5	4	4	4	5	5	5
O. Rhin	4	5	5	4	5	4	4	5	4	5	5	5
PHA-0038	4	5	5	5	5	5	4	4	4	4	5	5
PHA-0050	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0068	5	5	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0099	4	5	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-0167	4	5	5	5	5	5	4	4	4	4	5	5
PHA-0177	5	5	5	5	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-0192	4	5	5	4	5	5	4	4	4	5	5	5
PHA-0217	4	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0228	5	5	5	4	4	4	5	5	5	5	5	5
PHA-0266	4	5	5	5	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0272	4	5	4	4	5	4	4	5	4	4	5	5
PHA-0275	4	5	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-0283	4	5	4	3	5	4	4	5	5	5	5	5
PHA-0287	4	5	5	4	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0347	4	5	5	4	5	4	4	5	4	5	5	5
PHA-0394	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0402	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0417	4	5	4	5	5	5	5	5	5	4	5	5
PHA-0436	5	5	5	5	5	5	4	4	4	5	5	5
PHA-0453	4	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-0460	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-0465	4	5	5	4	5	5	4	5	5	4	5	5
PHA-0597	4	5	5	4	5	4	5	5	5	5	5	5
PHA-1075	4	4	4	5	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-1132	3	4	4	4	5	4	5	5	5	4	5	5
PHA-1133	3	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1134	4	5	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1135	4	5	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1136	4	5	5	4	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-1137	3	5	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1411	4	5	5	4	4	4	4	5	5	5	5	5
PHA-1412	4	4	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5
PHA-1417	3	4	4	4	5	5	4	5	5	5	5	5
PHA-1418	4	5	4	4	5	4	4	5	5	4	5	5
PMB-0063	4	4	4	4	4	4	4	5	5	4	5	5
PMB-0064	4	5	4	4	5	5	5	5	5	4	5	5
Edmun	2	2	2	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Jules	5	5	5	5	5	5	4	4	4	5	5	5
Tendergreen	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5

¹Reacción a Psp: 1-2=resistente, 3=intermedio, 4-5=susceptible.

Tabla 4.22. Reacción a 9 razas de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en hoja de las variedades de judía de vaina amarilla

Raza/Cepa	Variedad	Tipo de reacción ¹				Total	Susceptible (%) ²
		R	S	R/S	I		
1/1281A	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
2/1839A	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
3/2425B	Locales	9	24	1		34	71
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	4	1			5	20
4/1499A	Locales	8	26			34	76
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	4	1			5	20
5/1390	Locales		34			34	100
	Líneas puras	2				2	0
	Testigos		5			5	100
6/1448A	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
7/1449B	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
8/2659A	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		4			5	100
9/2732E	Locales		34			34	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100

¹R = resistente, S = susceptible, I = reacción intermedia, y R/S = resistentes y susceptibles.

²Porcentaje de variedades susceptibles.

Tabla 4.23. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en vaina de las variedades estudiadas

Variedad	Raza 1 ¹			Raza 2			Raza 2			Raza 3			Raza 3			Raza 3		
	1281A			1839A			1650			2425B			1427B			1301A		
	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M
Dorada Aragón	5	6	6	4	8	6				5	6	6						
Felisa	6	8	7	6	7	7	5	8	7	3	5	3	2	9	4	2	9	4
M.V. Rapit	8	9	9	6	7	7	5	6	5	2	3	3	3	3	3	3	3	3
M.Venecia	7	7	6	7	8	6	6	6	6	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Oro Rhin	8	9	9	7	8	7	5	5	5	2	3	2	3	3	3	3	3	3
PHA-0038	7	9	9	7	9	8	8	8	7	7	9	8	7	8	6	9	9	9
PHA-0050	9	9	9	9	9	9				7	7	6						
PHA-0068	8	9	8	8	9	8				8	9	8						
PHA-0099	9	9	9	8	9	8				7	9	8						
PHA-0167	8	9	9	8	9	9	7	8	7	8	9	9	7	9	8	7	9	8
PHA-0177	8	8	8	8	8	8				2	2	2						
PHA-0192	7	9	8	8	9	8	5	5	5	2	2	2	2	2	2	2	2	2
PHA-0217	9	9	9	8	8	8	9	9	9	8	8	8	9	9	9	8	8	8
PHA-0228	7	9	8	7	9	7	6	9	8	2	2	2	2	3	2	2	3	2
PHA-0266	8	9	9	8	9	9	7	7	6	8	9	9	9	9	9	7	7	9
PHA-0272	5	7	6	5	9	7				7	9	8						
PHA-0275	9	9	9	9	9	9	7	8	7	8	9	9	8	8	8	8	9	9
PHA-0287	8	9	9	8	8	8				7	9	8						
PHA-0394	9	9	9	9	9	9				8	8	9						
PHA-0402	9	9	9	7	8	7				3	3	3						
PHA-0436	7	9	8	6	8	7	5	6	5	2	6	3	2	3	2	2	2	2
PHA-0453	5	9	7	5	8	6	7	8	8	6	8	7	6	9	7	7	8	7
PHA-0436	6	9	7	6	8	7	8	9	9	6	7	6	9	9	9	8	9	9
PHA-0465	7	9	8	6	8	7	8	8	6	6	8	7	8	8	7	8	8	6
PHA-1132	5	8	6	6	7	7	6	6	6	2	8	5	3	4	4	2	4	3
PHA-1134	8	9	8	5	8	7				2	2	2						
PHA-1135	8	8	8	7	7	7				2	2	2						
PHA-1136	7	9	8	7	8	7				2	2	2						
PHA-1411	8	8	7	9	9	9	5	5	5	8	8	7	3	3	3	2	3	3
PHA-1418	3	3	3	8	8	8	6	6	6	8	8	8	8	8	8	7	7	6
PMB-0063	3	6	4	6	8	7	3	3	3	6	9	8	8	8	8	8	8	8
PMB-0064	3	5	4	8	9	8	5	7	6	6	9	8	7	9	8	7	8	8
Edmun	8	8	8	8	8	8				2	2	2	2	2	2	2	2	2
Jules							8	8	8									
Tendergreen	3	3	3	2	2	2				3	3	3						

¹Reacción a Psp: 1-3=resistente, 7-9=susceptible, 4-6=intermedio.

Tabla 4.23. Continuación

Variedad	Raza 4 ¹			Raza 4			Raza 5			Raza 5			Raza 6			Raza 6		
	1385A			1499A			1390			2708A			1448A			CYL246		
	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M
Dorada Aragón				3	5	4	4	7	6				5	8	7			
Felisa	2	8	5	2	4	3	6	7	6	7	9	8	6	8	7	8	9	8
M.V. Rapit	3	3	3	2	3	3	7	8	7	6	8	7	8	9	9	9	9	9
M.Venecia	2	2	2	2	2	2	8	8	8	8	8	8	9	9	9	9	9	9
Oro Rhin	3	3	3	2	3	2	9	9	9	8	8	8	9	9	9	9	9	9
PHA-0038	8	9	8	7	9	8	6	9	7	9	9	9	8	9	8	8	9	8
PHA-0050				8	8	8	7	7	7				9	9	9			
PHA-0068				8	9	8	8	9	8				9	9	9			
PHA-0099				7	8	7	8	9	8				8	9	8			
PHA-0167	7	8	8	8	9	8	8	9	8	7	9	8	8	9	9	9	9	9
PHA-0177				2	2	2	7	8	7				8	8	8			
PHA-0192	2	2	2	2	2	2	7	9	8	6	6	6	7	9	8	9	9	9
PHA-0217	8	8	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0228	2	3	2	2	2	2	7	9	8	4	7	5	8	9	8	6	9	8
PHA-0266	9	9	9	8	8	8	8	8	8	9	9	9	8	9	9	9	9	9
PHA-0272				3	4	4	5	9	6				5	9	8			
PHA-0275	7	9	8	9	9	9	9	9	9	6	9	7	9	9	9	9	9	9
PHA-0287				7	9	8	7	9	8				8	9	9			
PHA-0394				8	8	8	7	7	7				9	9	9			
PHA-0402				2	2	2	8	9	8				8	9	8			
PHA-0436	2	3	2	2	2	2	7	8	7	3	6	4	8	9	9	9	9	9
PHA-4053	8	9	9	7	8	7	7	9	8	7	9	8	9	9	9	8	9	8
PHA-0436	8	9	8	6	7	6	6	8	7	7	9	8	9	9	9	9	9	9
PHA-0465	8	8	8	7	8	7	7	9	8	9	9	9	8	9	8	9	9	9
PHA-1132	2	3	3	3	9	6	7	9	8	4	4	4	7	9	8	5	6	6
PHA-1134				2	3	2	7	8	7				8	9	8			
PHA-1135				2	2	2	7	7	7				9	9	9			
PHA-1136				2	2	2	8	9	8				9	9	9			
PHA-1411	3	3	3	7	7	7	8	8	8	5	5	5	8	8	8	6	6	6
PHA-1418	7	7	7	8	8	8	3	3	3	2	2	2	9	9	9	8	8	8
PMB-0063	8	9	8	6	9	7	2	6	4	2	2	2	7	9	8	8	8	8
PMB-0064	8	8	8	8	9	8	2	5	3	2	3	2	9	9	9	8	9	8
Edmun	2	2	2	2	2	2	7	9	8	8	8	8	9	9	9			
Jules																		
Tendergreen				2	2	2	4	4	4				3	3	3			

¹Reacción a Psp: 1-3=resistente, 7-9=susceptible, 4-6=intermedio.

Tabla 4.23. Continuación

Variedad	Raza 7 ¹			Raza 7			Raza 8			Raza 8			Raza 9			Raza 9		
	1449B			325			2659A			2656A			2732E			2709A		
	Min	Max	M	Min	max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M	Min	Max	M
Dorada Aragón	7	8	8				6	7	7				5	8	7			
Felisa	7	8	7	7	9	8	7	8	7	7	9	8	8	9	9	7	9	8
M.V. Rapit	8	9	8	9	9	9	7	9	8	7	8	7	8	9	9	8	9	8
M.Venecia	8	8	8	9	9	9	8	8	8	9	9	9	8	9	9	9	9	9
Oro Rhin	8	9	8	9	9	9	8	9	8	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0038	8	9	8	8	9	9	7	8	7	8	8	8	8	9	9	8	9	8
PHA-0050	9	9	9				6	6	6				9	9	9			
PHA-0068	8	9	8				9	9	9				8	9	8			
PHA-0099	7	9	8				7	9	8				9	9	9			
PHA-0167	8	9	8	8	9	9	7	9	8	9	9	9	8	9	9	9	9	9
PHA-0177	9	9	9				8	9	8				9	9	9			
PHA-0192	6	7	6	8	8	8	5	8	7	7	7	7	6	7	7	8	8	8
PHA-0217	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-0228	7	9	8	7	9	8	8	9	8	8	9	8	5	9	7	7	9	8
PHA-0266	8	9	9	9	9	9	8	8	8	9	9	9	6	8	7	9	9	9
PHA-0272	3	6	5				5	9	7				4	7	5			
PHA-0275	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	8	9	8
PHA-0287	8	9	8				7	9	8				9	9	9			
PHA-0394	9	9	9				8	8	8				9	9	9			
PHA-0402	8	9	8				8	9	9				9	9	9			
PHA-0436	7	9	8	9	9	9	6	8	7	7	8	8	8	9	9	7	7	7
PHA-4053	7	9	8	7	9	8	7	9	8	7	9	8	9	9	9	7	9	8
PHA-0436	8	9	8	8	9	8	7	8	7	7	9	8	9	9	9	9	9	9
PHA-0465	8	9	8	9	9	9	7	8	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9
PHA-1132	6	8	7	7	7	7	6	7	6	7	7	7	5	7	6	7	7	7
PHA-1134	7	8	7				7	7	7				7	8	7			
PHA-1135	9	9	9				8	8	8				9	9	9			
PHA-1136	8	9	8				7	8	8				8	9	9			
PHA-1411	9	9	9	6	6	6	8	8	8	6	6	6	9	9	9	5	5	5
PHA-1418	3	3	3	4	4	4	8	8	8	7	7	7	2	2	2	3	4	3
PMB-0063	2	2	2	2	3	2	7	9	8	5	7	6	2	2	2	3	3	3
PMB-0064	2	2	2	2	3	3	7	9	8	6	8	7	2	3	2	3	5	4
Edmun	7	9	8	8	8	8	6	8	7	8	8	8	6	6	6	8	8	8
Jules																		
Tendergreen	3	3	3				4	4	4				2	2	2	9	9	9

¹Reacción a Psp: 1-3=resistente, 7-9=susceptible, 4-6=intermedio.

Tabla 4.24. Reacción a 9 razas de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en vaina en las variedades de judía estudiadas

Raza/Cepa	Variedad	Tipo de reacción ¹				Total	Susceptible (%) ²
		R	S	R/S	I		
1/1281A	Locales	1	24			25	96
	Líneas puras			2		2	0
	Testigos		5			5	100
2/1839A	Locales		25			25	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
2/1650	Locales		9		5	14	64
	Líneas puras	1			1	2	0
	Testigos		1		3	4	25
3/2425B	Locales	7	16	2		25	64
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	3		1	1	5	0
3/1427B	Locales	4	9	1		14	64
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	3		1		4	0
3/1301A	Locales	5	9			13	69
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	3		1		4	0
4/1499A	Locales	8	14	2	1	25	56
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	3				5	0
4/1385A	Locales	5	9			14	64
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos	3		1		4	0
5/1390	Locales	1	23		1	25	92
	Líneas puras			2		2	0
	Testigos		4			4	100
5/2708A	Locales	1	8	1	3	13	64
	Líneas puras	2				2	0
	Testigos		4			4	100
6/1448A	Locales		25			25	100
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
6/CYL246	Locales		12		2	14	86
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		4			4	100
7/1449B	Locales	1	23	1		25	92
	Líneas puras	2				2	0
	Testigos		5			5	100
7/325	Locales	2	12		2	14	86
	Líneas puras	2				2	0
	Testigos		4			4	100
8/2659A	Locales		23		2	25	92
	Líneas puras		2			2	100
	Testigos		5			5	100
8/2656A	Locales		14		2	16	88
	Líneas puras		1		1	2	50
	Testigos		4			4	100
9/2732E	Locales	1	23		1	25	92
	Líneas puras	2				2	0
	Testigos		5			5	100
9/2709A	Locales		12	1	1	14	86
	Líneas puras	1		1		2	0
	Testigos		4			4	100

¹R = resistente, S = susceptible, I = reacción intermedia, y R/S = resistentes y susceptibles. ²Porcentaje de variedades susceptibles.

4.9. Variabilidad en la reacción a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseolicola* en las variedades de judía de vaina amarilla

La reacción de las variedades de judía a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseolicola* (Xcp) se muestra en la Tabla 4.25. Todas las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana evaluadas fueron susceptibles cuando se inocularon con una mezcla de cuatro aislados (410, 326, 260 y 241) de Xcp. El uso de mezclas de aislados de bacterias con diferente patogenicidad es recomendable para identificar genotipos de judía resistentes a Xcp (Navarrete y Acosta, 2000), ya que no se han descrito cepas de Xcp hasta el momento en función de su reacción con cultivos diferenciales. Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Asensio (1995) al no encontrar materiales locales españoles con resistencia a Xcp. Además, en variedades de judía de verdeo de Turquía se encontraron fenotipos de resistencia a Xcp desde moderados a altamente susceptibles (Dursun *et al.*, 2002).

Los aislados de Xcp de África son más virulentos en variedades de judía de origen Andino que los aislados del Nuevo Mundo. Esto justifica la alta susceptibilidad observada en este trabajo ya que los aislados de Xcp utilizados son de origen africano y el material evaluado es de origen Andino. Xcp es un patógeno que ha co-evolucionado igual que la antracnosis, sin embargo los aislados utilizados no mostraron diferencias en la patogenicidad según el acervo genético lo que coincide con otros estudios que emplearon aislados de Xcp españoles, que probablemente tienen un origen americano (Lopez *et al.*, 2006).

La variación patogénica de Xcp dificulta el desarrollo de genotipos resistentes de amplia adaptación. De esta manera, los genotipos resistentes pueden resultar susceptibles cuando se cultivan en áreas diferentes a donde fueron desarrollados. Probablemente en estos genotipos existe una resistencia específica, que se inactiva cuando es expuesta a cepas del patógeno diferentes en patogenicidad a las utilizadas durante el desarrollo de los genotipos (Schuster *et al.*, 1983; Schuster y Coyne, 1981; Yoshii *et al.*, 1978; Ekpo y Saettler, 1976). Vax 3 es la única variedad desarrollada hasta el momento con resistencia a todos los aislados.

Tabla 4.25. Reacción a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (aislados 260, 241, 326 y 410) en las variedades de judía de vaina amarilla

Variedad	Tipo de reacción ¹		
	Min	Max	Media
Dorada de Aragón	8	9	8
Felisa	8	9	8
M.V. Rapit	8	8	8
Maravilla de Venecia	6	8	7
Oro del Rhin	7	8	7
PHA-0038	7	9	8
PHA-0050	7	7	7
PHA-0068	8	8	8
PHA-0099	8	9	9
PHA-0167	6	7	7
PHA-0177	7	8	7
PHA-0192	7	8	8
PHA-0217	8	8	8
PHA-0228	8	8	8
PHA-0266	8	8	8
PHA-0272	8	8	8
PHA-0275	7	8	8
PHA-0283	7	7	7
PHA-0287	7	8	8
PHA-0347	7	8	8
PHA-0394	8	9	8
PHA-0402	8	8	8
PHA-0417	7	8	8
PHA-0436	8	9	8
PHA-0453	8	8	8
PHA-0460	9	9	9
PHA-0465	8	9	9
PHA-0597	8	9	8
PHA-1075	7	7	7
PHA-1132	8	8	8
PHA-1133	8	8	8
PHA-1134	8	8	8
PHA-1135	8	8	8
PHA-1136	7	8	8
PHA-1137	7	9	8
PHA-1411	7	9	8
PHA-1412	9	9	9
PHA-1415	9	9	9
PHA-1417	9	9	9
PHA-1418	8	8	8
PMB-0063	8	8	8
PMB-0064	8	8	8

¹Reacción a Xcp: 1-3=resistente, 7-9=susceptible, 4-6=intermedio.

4.10. Variabilidad en las líneas de mejora del programa de selección para calidad comercial de vaina, rendimiento y resistencia a enfermedades

La selección individual dentro de variedades locales, que en las especies autóгамas son poblaciones multilínea (Moreno-González y Cubero, 1993), es una de las prácticas más habituales para el establecimiento de líneas de mejora. En este caso, dentro del material genético evaluado (35 variedades locales) en distintos ambientes, se escogieron aquellas variedades que presentaron el mejor valor agronómico y calidad comercial de la vaina. Además, el estudio de su resistencia a enfermedades aporta una valiosa información, que junto con la anterior, será la base para el comienzo de un programa de selección y mejora genética. De acuerdo con los resultados de estas evaluaciones, se escogieron siete variedades locales, que presentaban la expresión fenotípica adecuada de los aspectos mencionados, como poblaciones base para el programa de mejora (Figura 4.18 y Tabla 4.26).

De cada una de estas poblaciones base se sembró un máximo de 100 semillas, en invernadero, a fin de realizar una evaluación preliminar que permitiese seleccionar los individuos más destacados dentro de cada población. Como resultado, se seleccionaron entre 12 y 18 individuos dentro de cada una de las poblaciones, que constituyen las correspondientes líneas de mejora. Estas líneas se multiplicaron, posteriormente, en invernadero, para disponer de la cantidad de semilla necesaria para las pruebas de descendencia con las que se continúa el programa de mejora (Cubero, 2003; Sánchez-Monge 1974). Desde 2006 se están llevando a cabo los correspondientes ensayos multi-ambiente de un total de 87 líneas de mejora, seleccionadas en las siete poblaciones base.

La Tabla 4.27 muestra los resultados de la evaluación preliminar de los individuos seleccionados dentro de las poblaciones base, así como los valores multi-ambiente medios de dichas poblaciones y de los testigos empleados (líneas puras y variedades comerciales) en las evaluaciones de 2003 y 2004 en Salcedo y Tomiño. Debe hacerse constar que la evaluación preliminar de los individuos seleccionados

supone una única observación en invernadero, frente a las medias de experimentos repetidos en espacio y tiempo, de las poblaciones de partida (variedades locales) y testigos, con lo cual es esperable un sesgo en las estimaciones (Cochran y Cox, 1957). Desde el punto de vista agronómico, la precocidad (expresada en días a primera flor) y la producción de los individuos seleccionados no presentan valores que mejoren los de las poblaciones base y testigos, en general, con la excepción de tres individuos, PHA-1412-10, PHA-1412-32 y PHA-1412-44, que superan a su población base y a todos los testigos, salvo a la variedad comercial Felisa. Sin embargo, estos datos de precocidad - muy influida por el ambiente - y de producción - carácter de baja heredabilidad (Escribano *et al.*, 1994) - son de validez limitada, y deberán ser refrendados en el programa de mejora, en ensayos multi-ambiente.

Otro dato de indudable valor agronómico es la duración de la recolección. Concentrar la producción en pocos días es una característica deseable en una variedad comercial, pues reduce los costes de explotación. En la evaluación preliminar de los individuos seleccionados dentro de todas las poblaciones base, se mostró una tendencia a la reducción de los días de recolección, con valores mínimos muy bajos, incluso de menos de 20 días en cinco de los individuos, lo cual puede ser un valor prometedor, aun teniendo en cuenta la influencia de las condiciones ambientales en éste carácter.

Respecto a la calidad comercial de la vaina, basada en su tamaño y en el contenido en sólidos solubles, la tendencia general ha sido hacia un notable progreso en los valores medios y máximos de los individuos seleccionados, en comparación con las poblaciones base y los testigos, lo cual abre el camino hacia una mejora transgresiva de estos caracteres (Cubero, 2003). Destacan los individuos derivados de las poblaciones PHA 0217, PHA 0394, PHA 1133 y PHA 1412, con vainas muy largas, muy apreciadas comercialmente, que superan a las variedades comerciales utilizadas como testigos.

En lo que se refiere a aspectos descriptivos de otras cualidades comerciales de la vaina - como su forma - los individuos seleccionados han mostrado, en general, una expresión mas uniforme y acorde con sus respectivas poblaciones base, en caracteres como coloraciones, pico de la vaina y textura. Finalmente, desde el punto de vista de la resistencia a enfermedades, los individuos seleccionados dentro de las poblaciones base, muestran una proporción de resistencia susceptiblemente superior a las variedades locales (Tabla 4.27), lo cual es también una sólida base para el progreso en el programa de mejora.

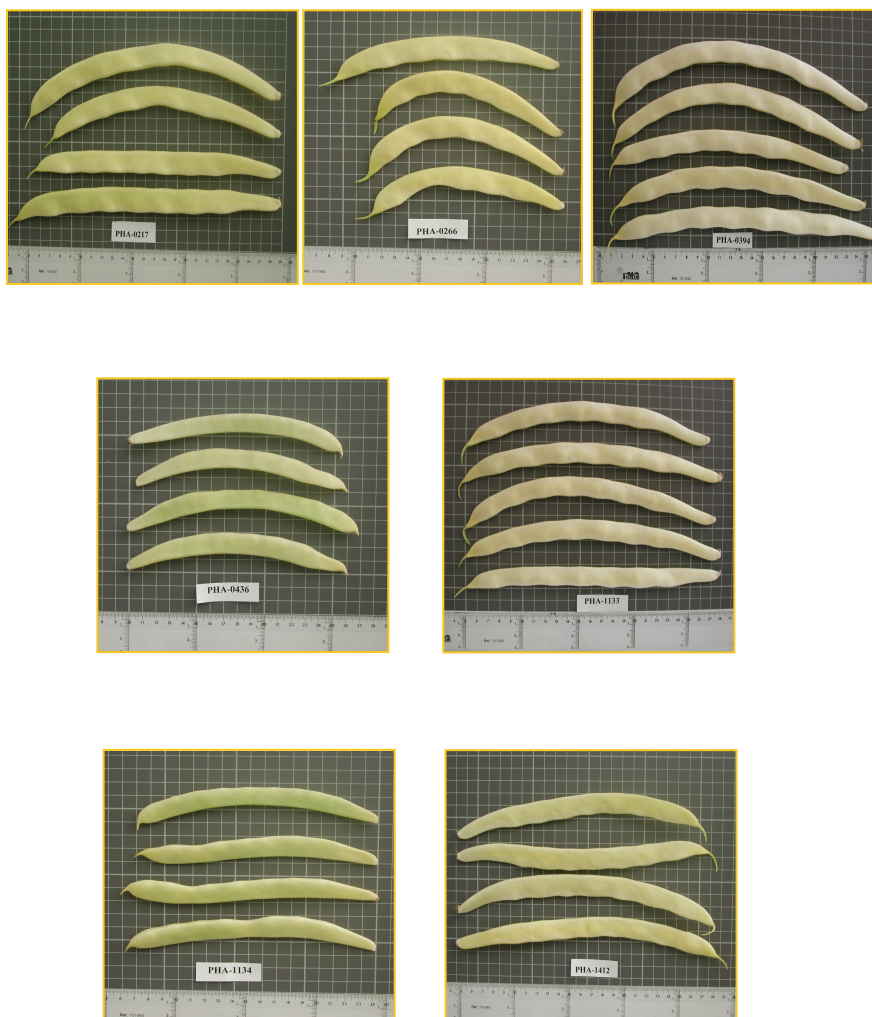


Figura 4.18. Variedades de judía de vaina amarilla con las mejores características de rendimiento, calidad de vaina y resistencia a enfermedades

Tabla 4.26. Resistencia a BCMV/BCMNV, bacteriosis de halo y antracnosis de los poblaciones base, líneas puras y testigos de judía de vaina amarilla

Variedades	BCMV/BCMNV	Bacteriosis de halo	Antracnosis
PHA-0217	$bc-u + bc-1^2$		
PHA-0266	$bc-u + bc-1^2 + bc-2 //$		
PHA-0394	$bc-u + bc-1^2 + bc-2^2$		
PHA-0394	$bc-u + bc-1^2$		
PHA-0436	I	R3-2425B (hoja, vaina), R3-1427B:131A (vainas), R4-1499A (hoja, vaina), R4-1385a:1499a (vainas)	R17, R39, R73, R448
PHA-1133	$bc-u + bc-1^2$		R1545
PHA-1134	$bc-u + bc-1$	R3-2425B (hoja, vaina), R4-1499A (hoja, vaina)	R17, R73, R448
PHA-1412	$bc-u + bc-1 + bc-2 //$		R7, R17, R1545
PMB-0063	$bc-u + bc-1$	R5-1390 (hoja), R2-165 (vainas), R5-2708 A (vainas), R7-1449B:325 (vainas), R9-2732E:279 A (vainas)	
PMB-0064	$bc-u + bc-1$	R5-1390 (hoja), R2-165 (vainas), R5-2708 A (vainas), R7-1449B:325 (vainas), R9-2732E:279 A (vainas)	
PMB-0066	$bc-u + bc-1$		
PMB-0068	$bc-u + bc-1$		
PMB-0069	$bc-u + bc-1$		
PMB-0070	$bc-u + bc-1$		
PMB-0073	$bc-u + bc-1$		
Dorada Aragón	$bc-u + bc-1^2 + bc-2$		
Felisa	$I + b-1^2 // I + bc-3$	R3-2425B (hoja, vaina), R3-1427 B (vainas), R4-1499A (hoja, vaina), R4-1385 A (vainas)	
M.V. Rapit	I	R3-2425B (hoja, vaina), R3-1427 B (vainas), R4-1499A (hoja, vaina), R4-1385 A (vainas)	R7, R39, R102, R448
M. Venecia	I	R3-2425B (hoja, vaina), R3-1427 B (vainas), R4-1499A (hoja, vaina), R4-1385 A (vainas)	R39
Oro del Rhin	I	R3-2425B (hoja, vaina), R3-1427 B (vainas), R4-1499A (hoja, vaina), R4-1385 A (vainas)	R39

Tabla 4.27. Medias, máximo y mínimo de los caracteres agrónomicos de los individuos seleccionados, y medias de las poblaciones base de judía estudiadas

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-0217-05	67	27	162	210,4	226,2	16,12	6,55	6,0
PHA-0217-06	80	30	369	217,4	226,0	16,17	6,49	5,4
PHA-0217-07	88	23	184	200,8	206,8	14,79	6,90	5,8
PHA-0217-08	68	22	204	206,4	211,2	15,54	7,06	5,8
PHA-0217-10	66	29	222	203,2	213,0	15,43	6,59	5,0
PHA-0217-13	59	63	208	203,0	218,0	16,32	6,93	5,4
PHA-0217-15	76	37	321	207,4	220,8	16,04	6,69	5,0
PHA-0217-26	62	16	125	218,2	228,0	15,91	6,82	5,9
PHA-0217-46	74	34	158	210,8	217,4	15,59	6,84	5,2
PHA-0217-48	78	17	182	204,6	209,2	15,53	6,59	5,6
PHA-0217-56	80	30	256	215,0	224,2	15,75	6,80	5,3
PHA-0217-66	81	37	254	199,2	211,0	15,39	6,75	5,8
PHA-0217-78	78	34	254	197,4	208,0	15,81	6,83	5,5
MÍNIMO	59	16	125	197,4	206,8	14,79	6,49	5,0
MÁXIMO	88	63	369	218,2	228,0	16,32	7,06	5,9
MEDIA	74	31	223	207,2	216,9	15,72	6,76	5,5
PHA-0217	52	43	561	171,5	198,2	15,57	6,40	4,5

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-0266-04	72	20	180	159,4	166,2	15,64	6,48	5,6
PHA-0266-20	67	42	121	142,4	147,2	15,05	6,18	5,0
PHA-0266-23	66	26	127	144,0	149,8	13,99	6,26	6,0
PHA-0266-27	70	26	149	141,6	145,4	14,64	6,36	5,5
PHA-0266-34	74	29	275	165,6	169,8	16,28	6,72	5,3
PHA-0266-36	69	29	201	154,2	153,2	15,09	6,50	5,6
PHA-0266-41	67	26	219	144,6	149,8	15,45	6,32	5,7
PHA-0266-52	66	26	102	143,2	148,2	15,36	5,91	5,6
PHA-0266-55	62	29	189	144,0	149,0	15,92	6,43	5,8
PHA-0266-58	62	29	165	138,6	144,4	15,31	6,17	5,5
PHA-0266-59	66	26	203	148,4	152,6	14,64	6,45	5,6
PHA-0266-60	62	26	221	146,0	153,4	15,53	6,48	5,5
PHA-0266-61	66	29	207	136,4	143,8	14,88	5,94	5,2
PHA-0266-65	58	26	131	147,0	153,2	15,57	6,45	5,7
PHA-0266-68	62	26	163	140,4	145,2	14,35	5,98	5,3
MÍNIMO	58	20	102	136,4	143,8	13,99	5,91	5,0
MÁXIMO	74	42	275	165,6	169,8	16,28	6,72	6,0
MEDIA	66	28	177	146,4	151,4	15,18	6,31	5,5
PHA-0266	56	36	411	131,7	149,0	14,67	5,87	4,3

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta-1)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-0394-03	85	27	320	231,8	242,8	16,84	6,58	5,1
PHA-0394-10	66	37	172	207,8	216,8	15,72	6,69	6,2
PHA-0394-20	62	44	220	190,6	203,8	16,59	7,18	5,8
PHA-0394-23	83	27	217	200,4	209,8	16,03	7,01	4,9
PHA-0394-33	95	22	171	203,0	221,0	15,57	7,06	5,3
PHA-0394-61	76	34	467	208,4	223,6	17,66	7,02	5,3
PHA-0394-64	70	20	234	221,0	230,4	17,43	7,50	5,4
PHA-0394-65	88	34	329	212,2	215,6	16,11	6,16	6,0
PHA-0394-66	71	49	246	205,2	211,4	16,35	6,62	5,1
PHA-0394-67	77	29	308	209,6	223,0	16,48	7,01	5,5
PHA-0394-68	77	37	284	198,8	210,2	16,69	7,19	5,0
PHA-0394-69	71	44	245	203,8	217,8	17,48	7,25	5,3
MÍNIMO	62	20	171	190,6	203,8	15,57	6,16	4,9
MÁXIMO	95	49	467	231,8	242,8	17,66	7,50	6,2
MEDIA	77	34	268	207,7	218,9	16,58	6,94	5,4
PHA-0394	52	44	603	188,2	219,7	15,85	6,40	4,2

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta-1)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-0436-01	74	22	396	172,8	178,6	16,95	7,73	3,5
PHA-0436-03	64	33	619	174,6	178,4	17,23	7,95	3,5
PHA-0436-04	64	33	623	149,6	153,6	16,82	7,93	3,0
PHA-0436-09	67	33	546	172,8	180,8	17,08	7,38	2,5
PHA-0436-13	64	33	671	159,0	161,8	17,71	8,52	3,2
PHA-0436-15	52	22	421	175,0	180,4	16,71	7,47	3,5
PHA-0436-19	84	12	183	169,8	174,4	16,81	7,99	4,4
PHA-0436-20	70	33	456	174,4	177,2	16,72	7,82	4,0
PHA-0436-24	67	33	541	150,8	153,4	16,95	8,05	3,6
PHA-0436-30	65	33	408	161,0	166,0	17,20	7,19	4,0
PHA-0436-36	71	27	437	156,6	162,2	16,76	8,25	3,4
PHA-0436-40	71	26	245	180,8	184,4	16,67	7,93	3,6
PHA-0436-43	69	26	460	185,2	189,8	17,21	7,98	3,5
PHA-0436-46	64	33	493	160,8	164,0	16,38	7,58	3,2
PHA-0436-55	73	20	257	158,8	163,0	16,75	7,22	4,1
PHA-0436-57	77	26	488	174,4	178,6	16,55	7,79	4,0
PHA-0436-69	74	26	260	166,4	177,0	16,01	7,12	3,4
PHA-0436-70	64	33	654	162,4	165,2	18,77	8,39	3,2
MÍNIMO	52	12	183	149,6	153,4	16,01	7,12	2,5
MÁXIMO	84	33	671	185,2	189,8	18,77	8,52	4,4
MEDIA	69	28	453	167,0	171,6	16,96	7,79	3,5
PHA-0436	51	37	700	165,5	172,8	16,25	7,57	4,0

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-1133-02	74	10	214	203,3	220,7	16,13	6,87	5,2
PHA-1133-10	81	36	279	211,8	222,8	16,20	6,64	5,5
PHA-1133-11	72	30	242	206,0	211,8	16,26	6,45	5,4
PHA-1133-12	70	22	209	199,4	217,0	16,06	6,70	5,5
PHA-1133-13	81	27	275	205,6	215,4	16,34	6,89	5,2
PHA-1133-21	81	27	355	193,4	206,2	16,02	6,54	5,8
PHA-1133-23	85	20	238	213,8	226,4	16,71	6,29	5,7
PHA-1133-24	69	17	173	197,2	215,0	17,69	7,01	5,0
PHA-1133-28	79	30	197	215,8	230,8	16,39	7,10	5,7
PHA-1133-29	62	20	197	201,6	213,2	15,76	6,24	5,8
PHA-1133-31	78	21	445	219,2	232,4	17,17	7,47	5,0
PHA-1133-43	59	28	157	195,6	205,2	15,78	6,77	6,0
PHA-1133-61	72	53	126	196,8	211,6	15,94	6,33	5,6
MÍNIMO	59	10	126	193,4	205,2	15,76	6,24	5,0
MÁXIMO	85	53	445	219,2	232,4	17,69	7,47	6,0
MEDIA	74	26	239	204,6	217,6	16,34	6,72	5,5
PHA-1133	53	40	679	178,5	211,3	15,68	6,36	4,5

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-1134-02	64	33	458	177,2	181,2	18,08	8,23	3,9
PHA-1134-03	67	33	507	152,4	154,2	16,71	8,11	3,6
PHA-1134-04	66	33	588	185,2	186,8	17,46	9,07	3,9
PHA-1134-10	64	33	574	158,2	163,0	17,25	8,43	3,7
PHA-1134-13	65	33	656	149,0	154,4	16,98	8,52	3,3
PHA-1134-15	64	33	556	166,4	176,6	16,91	8,28	3,5
PHA-1134-27	64	33	679	177,2	182,6	17,51	8,64	4,0
PHA-1134-28	64	33	591	162,8	164,4	16,77	8,86	3,6
PHA-1134-30	66	33	484	161,2	165,6	16,04	7,62	3,7
PHA-1134-39	66	33	642	156,4	165,8	18,28	9,05	3,0
PHA-1134-44	69	33	754	164,2	166,0	16,45	8,37	3,3
PHA-1134-47	67	33	682	175,0	176,4	16,33	8,62	3,4
PHA-1134-51	61	33	420	160,6	171,8	17,07	8,29	3,5
PHA-1134-57	65	33	537	161,2	164,8	16,34	8,21	3,2
PHA-1134-65	67	33	759	143,4	148,2	16,02	8,00	1,8
MÍNIMO	61	33	420	143,4	148,2	16,02	7,62	1,8
MÁXIMO	69	33	759	185,2	186,8	18,28	9,07	4,0
MEDIA	65	33	592	163,4	168,1	16,95	8,42	3,4
PHA-1134	54	40	531	153,2	158,7	15,56	7,45	4,2

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PHA-1412-02	76	22	651	210,6	226,0	16,31	5,65	4,5
PHA-1412-03	74	27	464	193,4	212,6	15,57	6,95	4,2
PHA-1412-07	64	33	583	179,0	198,8	14,21	5,97	4,0
PHA-1412-09	65	33	522	186,2	208,0	14,98	6,56	3,5
PHA-1412-10	77	33	812	181,8	199,2	15,81	6,90	3,9
PHA-1412-14	69	27	523	190,6	207,8	15,76	7,21	4,5
PHA-1412-20	71	33	706	178,8	198,4	14,21	7,15	4,1
PHA-1412-32	74	22	798	180,0	197,8	16,30	6,01	5,1
PHA-1412-39	66	33	534	175,4	195,2	15,16	6,86	4,3
PHA-1412-40	66	26	479	184,0	203,2	16,02	6,19	3,5
PHA-1412-41	66	33	583	186,0	203,6	16,43	7,30	4,2
PHA-1412-44	82	26	804	212,4	229,2	15,11	5,84	3,5
PHA-1412-46	69	26	580	204,6	228,6	16,69	6,35	4,0
PHA-1412-48	76	26	667	197,0	219,4	14,57	6,09	4,0
PHA-1412-56	69	33	732	197,6	220,4	15,46	6,56	4,5
MÍNIMO	64	22	464	175,4	195,2	14,21	5,65	3,5
MÁXIMO	82	33	812	212,4	229,2	16,69	7,30	5,1
MEDIA	71	29	629	190,5	209,9	15,51	6,51	4,1
PHA-1412	53	42	752	171,3	205,6	15,56	6,08	4,6

Tabla 4.27. Continuación

Línea	Días primera flor	Duración recolección vaina (días)	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Cuerda (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Grosor (mm)	Sólidos solubles (%)
PMB-0063	54	38	431	122,1	131,69	17,95	5,3	4,6
PMB-0064	53	38	534	119,8	131,30	17,78	5,4	4,5
PMB-0066	55	36	473	123,2	134,50	17,94	5,3	4,7
PMB-0068	53	38	574	124,5	134,83	17,96	5,5	4,2
PMB-0069	54	36	492	124,3	135,97	18,10	5,3	4,4
PMB-0070	53	37	550	124,1	136,25	17,96	5,2	4,4
PMB-0073	54	38	471	123,0	134,65	18,00	5,3	4,4
Dorada Aragón	50	36	384	173,5	198,02	15,75	6,4	4,4
Felisa	54	41	973	135,1	139,47	18,79	6,3	4,5
M.V. Rapit	51	36	436	165,6	179,38	17,68	5,6	4,9
M. Venecia	51	39	495	120,2	123,89	17,95	6,1	4,6
Oro del Rhin	54	33	686	124,5	128,07	18,55	6,2	4,9

CONCLUSIONES





5. Discusión global y conclusiones

La Mejora Genética Vegetal

La mejora genética de los cultivos incorpora, a finales del Siglo XVIII, conocimiento científico sobre las plantas, convirtiéndose en “mejora científica” (Cubero, 2003). Es en este momento cuando se desliga la profesión de “mejorador” de la de “agricultor”, puesto que, hasta entonces, era el propio agricultor quién llevaba a cabo la selección y la mejora intuitiva de sus propios cultivos.

Posteriormente, el “redescubrimiento” de las leyes de Mendel inicia un período de aceleración del conocimiento en Genética, desde la mutagénesis hasta la Biotecnología, pasando por el descubrimiento de la estructura del ADN. Consecuencia de ello es el desarrollo de la amplia y compleja disciplina que es la actual Mejora Genética Vegetal.

Desde un punto de vista general, la mejora genética vegetal se orienta hacia los siguientes objetivos (Sánchez-Monge, 1974):

1. Adaptación: es necesario que la planta crezca adecuadamente en el agrosistema en el cual se va a cultivar. **En la presente investigación se han evaluado diferentes genotipos de judía en distintos ambientes y fechas de siembra.**

2. Aumento de la productividad: es una constante en los programas de mejora, aunque en ocasiones se sacrifique, en cierta medida, para cumplir los objetivos que siguen a continuación. **En esta investigación se ha determinado el rendimiento en cada ambiente y fecha de siembra, y se han elegido genotipos productivos.**
3. Mejora de la calidad: un vez que una planta adaptada produce suficiente, se buscan cualidades específicas para satisfacer determinadas necesidades o preferencias del mercado, del consumidor, de la industria,... **En la presente investigación se han analizado diversas variables indicadoras de la calidad de la vaina en cada ambiente y fecha de siembra, y se han elegido genotipos de judía con buena calidad.**
4. Resistencia a enfermedades: cumple la función de mantener la productividad y la calidad - objetivos ya comentados previamente - en un sistema de producción que limite el uso de agroquímicos para combatir los patógenos causantes de enfermedades, reduciendo por tanto el impacto ambiental. **En esta investigación se ha analizado la resistencia de diversos genotipos de judía a las enfermedades más importantes que afectan a este cultivo, y se han elegido genotipos resistentes.**

Germoplasma de judía amarilla de vaina amarilla plana en la MBG-CSIC

En la MBG-CSIC existe una colección de germoplasma que comprende diversas especies de leguminosas (De Ron *et al.*, 1997), incluyendo la judía común, que cuenta con 1837 variedades o poblaciones locales, 46 poblaciones silvestres, 214 líneas puras de mejora y 32 variedades comerciales.

Entre este germoplasma existen algunas variedades con vaina plana amarilla, que se identificaron en ensayos previos (Escribano, 1992; Casquero, 1997; Rodiño 2001). Este tipo de variedades presenta interés para el mercado hortícola de

productos frescos, dado su valor de mercado más alto que el de la judía de vaina verde, plana o redonda. También podría ser un producto interesante para la industria de enlatado o congelado, incluso para su comercialización en cuarta gama.

Este germoplasma de judía con vaina amarilla plana (35 variedades locales, 7 líneas de mejora y 5 variedades comerciales), ha sido el material genético básico de la presente investigación, con la finalidad global de conocer la diversidad existente como base para la mejora genética orientada a la obtención de nuevas variedades. Estas variedades, deberían tener una alta productividad, cualidades destacadas de vaina y resistencia a las principales enfermedades. Además, deberán tener un buen comportamiento agronómico para distintas zonas de producción y diferentes fechas de siembra.

La diversidad genética presente en este germoplasma se ha reflejado en el análisis de varianza combinado, en el cual se han puesto de manifiesto diferencias significativas observadas entre las variedades analizadas en todos los caracteres estudiados. Estudiando otros genotipos, Singh *et al.* (1990), Escribano *et al.* (1994) y Casquero *et al.* (2005) encontraron resultados similares en caracteres de calidad comercial de vaina inmadura. Esta diversidad genética ha permitido escoger 7 variedades locales como poblaciones base para un programa de mejora genética que ha comenzado con selección intrapoblacional individual (Moreno-González y Cubero, 1993).

Genotipo y medio ambiente

En la presente investigación se ha analizado la influencia de factores ambientales en la producción de las variedades de judía y en la calidad de sus vainas amarillas de forma plana. Estos factores ambientales han sido de dos tipos: por una parte la combinación de localidad-año, que representa posibles efectos edafológicos y meteorológicos, y por otra la fecha siembra, que representa tanto variaciones meteorológicas como de fotoperíodo.

Los efectos ambientales y, especialmente, las interacciones genotipo-medio son altamente relevantes para un programa de mejora (Romagosa y Fox, 1993). En efecto, como era de esperar, diversos autores han identificado indudables efectos ambientales en el rendimiento y en la calidad (Hosfield *et al.*, 1984; Gil y De Ron, 1992, Casquero *et al.*, 2006; González *et al.*, 2006; Salinas-Ramírez *et al.*, 2008). Un problema diferente lo plantean las interacciones genotipo-medio, ya que su presencia significativa en algunos caracteres implica que la respuesta de las variedades a los factores ambientales no sigue una tendencia semejante al considerar los ambientes analizados y las fechas de siembra. Saindon y Schaalje (1993), propusieron controlar las interacciones empleando sólo tres ambientes, lo cual parece insuficiente de acuerdo con los resultados de la presente investigación. Cabe esperar que en las fases siguientes del programa de mejora, trabajando con un número reducido de genotipos estables, las interacciones se reduzcan notablemente (Romagosa y Fox, 1993), facilitando el proceso de selección y permitiendo progreso genético.

Material genético base

Del total de 35 variedades locales que se evaluaron en la presente investigación, se escogieron 7 como material genético base para el comienzo del programa de selección individual intrapoblacional (Sánchez-Monge, 1974). La propia diversidad entre individuos, dentro de poblaciones, manifiesta claramente que las variedades locales de esta especie autógama son poblaciones multilínea (Moreno-González y Cubero, 1993), lo cual se ha manifestado en germoplasma de judía común Europeo (Gil y De Ron, 1992; Rodiño, 2001) y también en las variedades primitivas de la zona Andina de origen de la judía común (De Ron *et al.*, 2004), así como en las poblaciones silvestres (Galván *et al.*, 2006).

Entre los 87 individuos seleccionados de las 7 poblaciones base se encuentran valores interesantes, destacando valores extremos que indican variación suficiente para esperar ganancia genética en el programa de mejora (Allard, 1999), especialmente en lo relacionado con precocidad y calidad de vaina, pues la

productividad muestra, como en otras especies, una heredabilidad muy baja (Escribano *et al.*, 1994).

Resistencia a enfermedades

Las variedades en las que la resistencia depende de uno o más genes son vulnerables a razas del patógeno en las cuales los genes de avirulencia se han perdido o mutado. En la actualidad existen dos vías de solucionar este problema, piramidando o seleccionando genes de resistencia para los que existe el correspondiente gen de avirulencia. Piramidar dos o más genes de resistencia requiere que el patógeno, para ser virulento, debe sufrir múltiples mutaciones o perder la característica de los genes de avirulencia, eventos que son considerados normalmente más raros que la mutación o pérdida de un simple gen (Schafer y Roelfs, 1985). La resistencia debida a múltiples genes es de esta manera más duradera que la debida a un único gen. Sin embargo, la piramidación de genes de resistencia presenta un problema técnico: la dificultad para reconocer el genotipo que contenga más de un gen que confiera un alto nivel de resistencia. Por este motivo, la selección asistida con marcadores (MAS) puede ser de ayuda, y no sólo reduce la dependencia de las evaluaciones de patogenicidad, las cuales no siempre son fiables, sino que también puede reducir el tiempo requerido para recuperar el genotipo deseado (Ribaut y Hoisington, 1998). La MAS puede de esta manera también ser útil cuando la resistencia es cuantitativa, con genes individuales contribuyendo con bajos niveles de resistencia.

La MAS se ha utilizado en mejora de judía común para resistencia a antracnosis causada por *Colletotrichum lindemuthianum* (Alzate-Marin *et al.*, 2000), roya causada por *Uromyces appendiculatus* (Alzate-Marin *et al.*, 2000; Park *et al.*, 2003, 2004), virus del mosaico común o BCMV (Kelly *et al.*, 1995; Miklas *et al.*, 2000), bacteriosis común causada por *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (Park *et al.*, 1999; Singh y Munoz, 1999) y el virus del mosaico amarillo (Singh *et al.*, 2000). La obtención de una resistencia genética duradera es difícil, pero actualmente esto se ve facilitado gracias al conocimiento del mapa genético de la

judía, al conocimiento del ligamiento existente entre determinados caracteres fenológicos con genes de resistencia, y al uso de la selección asistida mediante marcadores moleculares. En este trabajo se han identificado variedades locales con resistencia a las principales enfermedades que afectan al cultivo de judía, lo que facilitaría la obtención de material resistente, al evitarse problemas de adaptación.

La co-evolución del patógeno con el acervo genético afecta a las estrategias de introducción de genes de resistencia. Se han identificado clusters de genes de resistencia con genes que derivan del mismo acervo genético (Andino *versus* Mesoamericano; Singh *et al.*, 1991; Beebe *et al.*, 2000; Kelly *et al.*, 2003; Geffroy *et al.*, 1999), lo que apoya previos descubrimientos de la co-evolución entre la resistencia del huésped y la virulencia del patógeno dentro del acervo genético. La co-evolución entre el huésped y el patógeno origina que aislados o patotipos de origen Andino infecten primeramente al acervo genético Andino. Por otro lado, los aislados de origen Mesoamericano afectan al acervo genético Mesoamericano aunque poseen un rango más amplio de virulencia y también pueden infectar al acervo de origen Andino. Una co-evolución similar de la virulencia del patógeno con el acervo genético se ha observado en la mancha angular (Guzmán *et al.*, 1995; Pastor-Corrales y Jara, 1995), antracnosis (Balardin y Kelly, 1998; Islam *et al.*, 2002), bacteriosis común (Mkandawire *et al.*, 2004) y roya (Sandlin *et al.*, 1999). Los genes de resistencia de origen Mesoamericano son muy efectivos cuando se transfieren a variedades de origen Andino y se emplean en regiones donde los aislados Andinos prevalecen (Este de África, Colombia y Ecuador). Igualmente, los genes de origen Andino son muy efectivos cuando se transfieren a variedades de origen Mesoamericano y se emplean en zonas donde prevalecen aislados de origen Mesoamericano (Centro América, México, USA). En este estudio se han identificado variedades locales de judía con resistencia de ambos acervos genéticos, lo que es importante para desarrollar variedades mejoradas con una amplia resistencia.

Antracnosis

Los estudios de marcadores moleculares realizados en este trabajo para la resistencia a antracnosis han permitido identificar la presencia de alelos de resistencia que podrían usarse para ser introgresados en variedades de judía de vaina amarilla que no los poseen. Sin embargo, es necesario actuar con precaución con respecto a las formas alélicas identificadas en el locus *Co-4*, ya que los resultados encontrados en el análisis de SCARs son en algunos casos contradictorios con las pruebas de patogenicidad realizadas. La complejidad de este locus, ya descrita por otros autores (Melotto *et al.*, 2004), puede explicar estas incoherencias, y sería necesario hacer estudios más concretos de esta zona del genoma que permitan comprender cuál es realmente el papel de los alelos del gen *Co-4* en la resistencia a formas Mesoamericanas de antracnosis. En cualquier caso, en aquellas variedades resistentes donde no se ha determinado la presencia de ninguno de los tres genes evaluados en este estudio, es necesario analizar otros marcadores moleculares descritos en la literatura asociados a los restantes genes que confieren resistencia a este hongo.

BCMV/BCMNV

El análisis molecular de SCARs asociados con los genes *I*, *bc-3* y *bc-1²* ha permitido confirmar la presencia de los mismos en muchas de las variedades estudiadas que presentaban resistencia a las cepas US6 y NI3-K de BCMV y BCMNV, respectivamente. Si bien se confirma la presencia de resistencia total a ambas cepas del virus en aquellos casos donde los genes *I* y *bc-3* aparecen juntos en la misma variedad, no se ha confirmado la disminución de la reacción de hipersensibilidad (necrosis apical) en aquellos casos en los que el gen *I* aparece junto con el gen *bc-1²*, una combinación de genes para la que algunos autores han descrito necrosis venal (Strausbaugh *et al.*, 2003). De esta manera, el SCAR SBD5 para selección asistida del gen *bc-1²* debe ser utilizado con precaución, ya que se ha visto que individuos que poseían el genotipo *bc-1²* daban sintomatologías

diferentes de las esperadas, con lo que quizás pueda existir otro gen que este induciendo resistencia en esas variedades.

Bacteriosis

La evaluación de la resistencia a *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* ha dado como resultado la identificación de variedades resistentes a varias de las razas analizadas, lo cual supone una importante fuente de variabilidad para utilizar en futuros programas de mejora. Además, el marcador SCAR SW13 ligado al gen *I*, que confiere resistencia al virus BCMV y que está íntimamente ligado al gen *Ps3*, podría utilizarse para determinar la presencia de resistencia a las razas 3 y 4, y especialmente a la raza 3, ya que la amplificación de este marcador ha resultado positiva en todas aquellas variedades con resistencia a esta raza. También hay que resaltar las diferencias encontradas en la evaluación de los tejidos de hoja y vaina, lo que subraya la importancia de realizar estudios de expresión en estos dos tejidos para que se puedan determinar los diferentes patrones genéticos que están controlando la resistencia. Estos estudios podrían realizarse mediante el análisis del transcriptoma en dichos tejidos. No obstante, y dado que el conocimiento sobre las secuencias del genoma de la judía (y consecuentemente sobre los transcritos de ARN) está todavía en sus inicios, es posible pensar que una aproximación al problema por métodos proteómicos haría más factible y rápida la comprensión de las diferencias tejido-específicas identificadas en el análisis de la resistencia a Psp.

La alta susceptibilidad a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseolicola* observada en este trabajo en el material genético autóctono de judía de vaina amarilla plana podría ser debido a que los aislados utilizados son de origen africano y el material evaluado es de origen Andino. Xcp es un patógeno que ha co-evolucionado igual que la antracnosis, sin embargo los aislados utilizados no mostraron diferencias en la patogenicidad según el acervo genético lo que coincide con otros estudios que emplearon aislados de Xcp españoles (Lopez *et al.*, 2006).

Perspectivas

La presente investigación ha finalizado en el comienzo de un programa de mejora genética. Los 87 individuos seleccionados dentro de 7 poblaciones base son el material genético fundacional para este programa. Material que ya se ha multiplicado y está en evaluación en diferentes ambientes, lo cual permitirá escoger un grupo reducido de líneas puras de vaina amarilla plana para ensayos de producción, calidad y resistencia a enfermedades, que permitan establecer nuevas variedades mejoradas. Estas variedades deberán contribuir a una producción agrícola sostenible y de calidad, y a la mejora de la calidad de la vida en el medio rural.

Las conclusiones finales a las que se ha llegado en este trabajo son las siguientes:

- 1) Los análisis de varianza de los caracteres cuantitativos agronómicos y de calidad comercial de vaina evaluados, en diferentes ambientes, han puesto de manifiesto diferencias significativas entre las variedades, lo cual es un claro indicador de una amplia variación genética entre ellas, que se manifiesta, asimismo, en la comparación de medias.
- 2) Existen interacciones genotipo-medio significativas para algunos de los caracteres cuantitativos estudiados, lo que implica extender la evaluación de los materiales de mejora a evaluaciones multi-ambiente. Así, el efecto de los ambientes se evidencia en caracteres agronómicos, como la duración del ciclo vegetativo, que se acorta en la fecha de siembra tardía, mientras que el rendimiento aumenta en la fecha de siembra precoz.
- 3) El análisis de componentes principales ha permitido una agrupación de las variedades locales estudiadas, destacando PHA-0436 y PHA-1134 por su buen rendimiento y vainas de gran tamaño con textura favorable. Estas variedades se distinguen claramente del grupo en el cual se incluyen las variedades comerciales y las líneas puras. Estos resultados han permitido escoger un

grupo de 7 variedades locales como poblaciones base de mejora: las ya mencionadas junto con otras que mostraron buen comportamiento agronómico y adecuada calidad de vaina: PHA-0217, PHA-0266, PHA-0394, PHA-1133 y PHA-1412. Este material, ampliamente estudiado en su valor agronómico y calidad comercial de vaina, permitirá continuar un programa de mejora para obtener nuevas variedades de judía de vaina amarilla plana que puedan contribuir a diversificar el cultivo y mejorar la calidad de la producción hortícola.

- 4) La evaluación de la reacción frente a los principales patógenos de las variedades hortícolas de judía de vaina amarilla plana estudiadas, mostró reacciones de resistencia en alguna de las variedades analizadas, excepto para bacteriosis común (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseolicola*). Trece variedades locales fueron resistentes al virus del mosaico común y necrótico (BCMV/BCMNV), 7 y 13 variedades fueron resistentes a alguna raza Andina y Mesoamericana de antracnosis (*Colletotrichum lindemuthianum* L.), respectivamente, mientras que 12 variedades fueron resistentes a alguna raza de bacteriosis de halo (*Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*). Algunas de estas variedades (PHA-0266, PHA-0436, PHA-1133, PHA-1134 y PHA-1412) han sido escogidas como poblaciones base para un programa de mejora genética.
- 5) El análisis de marcadores moleculares tipo SCAR, para la identificación de genes de resistencia en las variedades estudiadas, desprende que los marcadores que genotipan formas alélicas del gen *Co-4* de resistencia a antracnosis, deben ser utilizados con precaución en la MAS ya que pueden dar resultados que entran en contradicción con la evaluación patogénica. De la misma manera, el marcador SBD5, asociado al gen *bc-1²*, no parece aportar una información clara sobre la resistencia a los virus BCMV y BCMNV. Por otro lado, el marcador SW13, asociado con el gen *I* de BCMV, podría ser utilizado para identificar la presencia del gen *Ps3* de bacteriosis de halo.

BIBLIOGRAFÍA





6. Bibliografía

- Adam-Blondon, A.F., M. Seignac, M. Dron. 1994. A genetic map of common bean to localize specific resistance genes against anthracnose. *Genome* 37: 915-924.
- Adams, M.R., D.L. Golden, H. Chen, T.C. Register, E.T. Guggenberger. 2006. A Diet Rich in Green and Yellow Vegetables Inhibits Atherosclerosis in Mice. *J. Nutr.* 136: 1886-1889.
- Afanador, L.K., S.D. Haley, J.D. Kelly. 1993. Adoption of a "mini-prep" DNA extraction method for RAPD marker analysis in common bean. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 36: 10-11.
- Alzate-Marin, A.L., E.G. Barros, M.A. Moreira. 1999. Co-evolution model of *Colletotrichum lindemuthianum* (*Melanconiaceae*, *Melanconiales*) races that occur in some Brazilian regions. *Genet. Mol. Biol.* 22:115-118.
- Alzate-Marin, A.L., H. Menarim, J.M. Chagas, E.G. Barros, M.A. Moreira. 2000. *Genet. Mol. Biol.* 23: 633-63.
- Allard, R.W. 1999. Principles of plant breeding. Wiley. New York, USA.
- Arnaud-Santana, E., D.P. Coyne, K.M. Eskridge, A.K. Vidaver. 1994. Inheritance, low correlations of leaf, pod, and seed reactions to common blight disease in common beans; and implications for selection. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 119: 116-121.
- Arus, P., J. Moreno-González. 1993. Marker-assisted selection. En: *Plant Breeding. Principles and prospects.* pp 314-331. Chapman and Hall, London, UK.
- Asensio, C. 1995. Bacteriosis de judías en Castilla y León: identificación de la variación patogénica de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* y factores que influyen en su desarrollo. Estudio de la herencia de la resistencia a la raza 1 de *P.s.* pv. *phaseolicola* . Tesis Doctoral, Universidad de León, España.

- Asensio, C., M. Zan, V. Cristobal. 1998. Identification of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* races in the Central Region of Spain. Annu. Rpt. Bean Improv. Coop. 41:74-75.
- Asensio, M.C., M. Santalla, A.M. De Ron. 2002. Bean Breeding in Spain. International Workshops on Dry Bean Rust and Common Bacterial Blight. Game Valley, Pietermaritzburg, Kwazulu-Natal, South Africa.
- Balardin, R.S., J.D. Kelly. 1998. Interaction between races of *Colletotrichum lindemuthianum* and gene pool diversity in *Phaseolus vulgaris*. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 123:1038-1047.
- Balkaya, A., R. Yanmaz, E. Demir, A. Ergün. 2003. A research on collection of genetic resources, characterization of kale (*Brassica oleracea* var *acephala*) and selection of suitable types for fresh consumption in the black sea region. The scientific and technical research (TUBITAK Project No TOGTAG 2826) 4th Research Development Results.
- Barrus, M.F. 1911. Variation of varieties of bean in their susceptibility to anthracnose. Phytopathol. 1: 190-195.
- Bartlett, M.S. 1937. Some Examples of Statistical Methods of Research in Agricultura and Applied Botany. J. Royal Stat. 4: 137-170.
- Bascur, G. 2002. Trepador-INIA: green bean variety (*Phaseolus vulgaris* L.) for greenhouse conditions. Agr. Técnica 62: 158-165.
- Bayuelo-Jiménez, J.S., R. Craig, J.P. Lynch. 2002. Salinity tolerance of *Phaseolus* species during germination and early seedling growth. Crop Sci. 42: 2184-2192.
- Beaver, J.S., J.C. Rosas, J. Myers, J. Acosta, J.D. Kelly, S. Nchimbi-Msolla, R. Misangu, J. Bokosi, S. Temple, E. Arnaud-Santana, D.P. Coyne. 2003. Contributions of the bean/cowpea CRSP to cultivar and germplasm development in common bean. Field Crops Res. 82: 87-102.
- Becerra-Velásquez, V., P. Gepts. 1994. RFLP diversity of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in its centres of origin. Genome 37: 256-263.
- Bedford, L.V. 1976. Variety performance trials of dwarf french beans (*Phaseolus vulgaris* L.). J. Nat. Inst. Agr. Bot. 14: 86-92.
- Beebe, S.E., P.W. Skroch, J. Tohme, M.C. Duque, F. Pedraza, J. Nienhuis. 2000. Structure of genetic diversity among common bean landraces of Middle

- American origin based on correspondence analysis of RAPD. *Crop Sci.* 40: 264-273.
- Begum, A., A. Ahad, M.O. Kiasar, M.M. Islam, M.K. Anam. 2003. Effect of sowing dates and fertilizer treatments on the reproductive variability of french bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Pak. J. Biol. Sci.* 22: 1897-1901.
- Bigirimana, J., R. Fontaine, M. Höfte. 2000. Bean anthracnose: virulence of *Colletotrichum lindemuthianum* isolates from Burundi, Central Africa. *Plant Dis.* 84:491.
- Blair, M.W., F. Pedraza, H.F. Buendia, E. Gaitán-Solís, S.E. Beebe, P. Gepts, J. Tohme. 2003. Development of a genome-wide anchored microsatellite map for common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Theor. Appl. Genet.* 107: 1362-1374.
- Blair, M.W., M.C. Giraldo, H.F. Buendía, E. Tovar, M.C. Duque, S.E. Beebe. 2006a. Microsatellite marker diversity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Theor. Appl. Genet.* 113: 100-109.
- Blair, M.W., G. Iriarte, S. Beebe. 2006b. QTL analysis of yield traits in an advanced backcross population derived from a cultivated Andean x wild common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cross. *Theor. Appl. Genet.* 112: 1149-1163.
- Blair, M.W., C. Muñoz, R. Garza, C. Cardona. 2006c. Molecular mapping of genes for resistance to the bean pod weevil (*Apion godmani* Wagner) in common bean. *Theor. Appl. Genet.* 112: 913-923.
- Blair, M.W., H.F. Buendia, L.M. Díaz, J.M. Díaz, M.C. Giraldo, E. Tovar, M.C. Duque, S.E. Beebe, D.G. Debouck. 2008. Utilization of microsatellite markers in diversity assessments for common bean. *Annu. Rpt Bean Improv. Coop.* 51: 14-15.
- Bravo, L., P. Siddhuraju, F. Saura-Calixto. 1999. Composition of under exploited Indian pulses. Comparison with common legumes. *Food Chem.* 64: 185-192.
- Brown, J.W.S., J.R. Mc Ferson, F.A. Bliss, T.C. Hall. 1982. Genetic divergences among commercial classes of *Phaseolus vulgaris* in relation to phaseolin pattern. *HortSci.* 17: 752-754.
- Burkey, K.O., J.E. Miller, E.L. Fiscus. 2005. Assessment of ambient ozone effects on vegetation using snap bean as a bio-indicator species. *J. Environ. Quality* 34: 1081-1086.

- Capel J., M. Santalla, J.J. Ferreira, A.M. De Ron, R. Lozano. 2000. Selección asistida por marcadores moleculares. pp 357-381. En: Nuez F., J.M. Carrillo (ed.). Los Marcadores Genéticos en la Mejora Vegetal. Univ. Politécnica de Valencia.
- Cárdenas, F., M.W. Adams, A. Andersen. 1964. The genetic system for reaction of field beans (*Phaseolus vulgaris* L.) to infection by three physiologic races of *Colletotrichum lindemuthianum*. Euphytica 13: 178-186.
- Casquero, P.A. 1997. Comportamiento agronómico, variabilidad genética y relaciones taxonómicas de las variedades de alubia (*Phaseolus vulgaris* L.) de la Península Ibérica. Universidad de Santiago de Compostela, España.
- Casquero, P.A, A.M. González, M. Santalla, A.M. De Ron. 2005. Assessment of dual culinary use potential of common bean landraces in sustainable agriculture. Biol. Agr. Hort. 22: 335-347.
- Casquero, P.A., M. Lema, M. Santalla, A.M. De Ron. 2006. Performance of common bean landraces from Spain in the Atlantic and Mediterranean environments. Genet. Resources Crop Evol. 53: 1021-1032.
- CIAT. 1982. Problemas de campo en los cultivos de frijol en América Latina. CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical), Cali, Colombia.
- CIAT. 1983. Etapas de desarrollo de la planta del frijol común. Guía de estudio. CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical), Cali, Colombia.
- CIAT. 1984. Morfología de la planta del frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). Guía de estudio. CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical), Cali, Colombia.
- Cochran, W. G., G. M. Cox. 1992. Experimental Designs (2nd ed). John Wiley and Sons, New York.
- Consejería de Agricultura y Pesca. 1999. Los plaguicidas agrícolas y la salud. Junta de Andalucía. <http://www.juntadeandalucia.es/salud/saand/prevpromsa/>.
- Coyne, D.P., M. Schuster. 1973. *Phaseolus* germplasm tolerant to common blight bacterium (*Xanthomonas phaseoli*). Plant Dis. Rpt. 57: 111-114.
- Coyne, D.P. 1974. Differential reaction of pods and foliage of beans (*Phaseolus vulgaris*) to *Xanthomonas phaseoli*. Plant Dis. Rpt. 58: 278-282.

- Coyne, D.P., M.L. Schuster. 1974. Breeding and genetic studies of tolerance to several bean (*Phaseolus vulgaris* L.) bacterial pathogens. *Euphytica* 23: 651-656.
- Crossa, J. 1990. Statistical analyses of multilocation yield trials. *Adv. Agron.* 44:55-85.
- Cubero, J.I. 2003. Introducción a la mejora genética vegetal. Mundi-Prensa. Madrid.
- Cunha, C., T. Hinz, P. Griffiths. 2004. Genetic diversity of snap bean cultivars determined using randomly amplified polymorphic DNA (RAPD) markers. *HortSci.* 39: 481-484.
- De la Fuente, M., M. Santalla, M. Pérez Barbeito, A.M. De Ron, M. Múzquiz. Mejora de la calidad de la judía. En: G. Llácer, M.J. Díez, J.M. Carrillo, M.L. Badenes (eds.). *Mejora genética de la calidad en plantas.* pp 245-263. SECH-SFG-Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España.
- De Meaux, J., I. Cattan-Toupance, C. Lavigne, T. Langin, C. Neema. 2003. Polymorphism of a complex Resistance Gene Candidate family in wild populations of Common Bean (*Phaseolus vulgaris*) in Argentina: Comparison with phenotypic resistance polymorphism. *Mol. Ecol.* 12: 263-273.
- De Ron A.M., M.R. Escribano, J.J. Ferreira. 1990. Caracterización de variedades locales de judía común para verdeo y aprovechamiento de grano. *Actas Hort.* 5: 156-162.
- De Ron, A.M., M. Santalla, N. Barcala, A.P. Rodiño, P.A. Casquero, M.C. Menendez. 1997. Beans (*Phaseolus* spp.) collection at the Misión Biológica de Galicia - CSIC in Spain. *Plant Genet. Resour. Newsl.* 112:100.
- De Ron, A.M., M.C. Menéndez-Sevillano, M. Santalla. 2004. Variation in primitive landraces of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) from Argentina. *Genet. Resources Crop Evol.* 51: 883-894.
- Debouck, D.G. 1986. Primary diversification of *Phaseolus* in America: three centers?. *Plant Genet. Resour. Newsl.* 67: 2-8.
- Debouck, D.G. 1999. Diversity in *Phaseolus* species in relation to the common bean. pp 25-52. En: Singh, S.P. (ed.). *Common bean improvement in the Twenty-First Century.* Kluwer, Dordrecht, the Netherlands.

- Dickson M.H., J.J. Natti. 1967. Breeding for halo blight and BV2 resistance in snap beans. Annu. Rpt. Bean Improv. Coop. 10: 10-11.
- Drijfhout, E. 1978. Genetic interaction between *Phaseolus vulgaris* and bean common mosaic virus implications for strain identification and breeding for resistance. Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen, The Netherlands.
- Duke, J.A. 1981. Handbook of legumes of world economic importance. Nueva York. Plenum Press. New York.
- Duncan, R.W., S.P. Singh, R.L. Gilbertson. 2008. Identification and inheritance of a new source of halo blight resistance in common bean. Annu. Rpt Bean Improv. Coop. 51: 48-49.
- Durán, L., P. Lorenzo, M. Rodrigo. 1972. Especificaciones del proceso de fabricación de conservas de judías verdes. Instituto de Agroquímica y Tecnología de Alimentos. Información de resultados nº 65.
- Dursun A., M.F. Dönmez, F. Sahin. 2002. Identification of resistance to common Bacterial blight disease on genotypes grown in Turkey. European J. Plant Pathol. 108: 811-813.
- Edgardo J, G.A. Ligarreto. 2006. Yield evaluation in 12 promissory genotypes of climbing bean (*Phaseolus vulgaris* L.) red ball and popping types for cold zones of Colombia. Agron. Colomb. 24: 238-246.
- Escribano, M.R. 1992. Recursos fitogenéticos de judía común de Galicia y su contribución a la mejora genética de la especie. Tesis Doctoral. Universidad de Santiago de Compostela, España.
- Escribano, M.R., A.M. De Ron, J.M. Amurrio. 1994. Diversity in agronomical traits in common bean populations from Northwestern Spain. Euphytica 76: 1-6.
- Escribano M.R., M. Santalla, A.M. De Ron. 1997. Genetic diversity in pod and seed quality traits of common bean populations from northwestern Spain. Euphytica 93: 71-81.
- Ekpo, E.J.A., A.W. Saettler. 1976. Pathogenic variation in *Xanthomonas phaseoli* and *X. phaseoli* var. *fuscans*. Plant Dis. Rpt. 60: 80-83.

- Ernest, E.G., J.D. Kelly. 2004. The Mesoamerican anthracnose resistance gene, *Co-42*, does not confer resistance in certain Andean genetic backgrounds. *Annu. Rep. Bean Improv. Coop.* 47: 245-246.
- Falconer, D.S., T.F.C. Mackay. 1996. *Introduction to quantitative genetics* (4th ed.). Pearson. Harlow, England.
- Faleiro, F.G., S. Nietsche, V.A. Ragagnin, A. Borem, M.A. Moreira, E.G. Barros. 2001. Resistencia de cultivares de feijoeiro comum à ferrugem e à mancha em condições de casa de vegetação. *Fitopatologia Brasileira* 26: 86-89.
- FAO. 2002. *Cultivo protegido en clima mediterráneo. Producción y protección vegetal*. Manual preparado por el Grupo de Cultivos Hortícolas. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma.
- FAO. 2007. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y alimentación. http://www.fao.org/index_ES.htm.
- Ferreira J.J., A. Campa, E. Pérez-Vega, R. Giráldez. 2008. Reaction of a Bean Germplasm Collection Against Five Races of *Colletotrichum lindemuthianum* Identified in Northern Spain and Implications for breeding. *Plant Dis.* 92: 705-708.
- Ferreira, J.J. 1996. *Caracterización y mapas genéticos (Phaseolus vulgaris L.) para la mejora genética de la variedad granja asturiana*. Tesis Doctoral. Universidad de Oviedo, España.
- Ferrier-Cana E., V. Geffroy, C. Macadre, F. Creusot, P. Imbert-Bollore, M. Seignac, T. Langin. 2003. Characterization of expressed NBS-LRR resistance gene candidates from common bean. *Theor Appl Genet.* 106: 251-261.
- Fourie, D. 1998. Characterization of halo blight races on dry beans in South Africa. *Plant Dis.* 82:307-310.
- Fourie, D., P.N. Miklas, H.M. Ariyaratne. 2004. Genes conditioning halo blight resistance to races 1, 7, and 9 occur in a tight cluster. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 47: 103-104.
- Franco, M.C., S.T.A. Cassini, V.R. Oliveira, S.M. Tsai. 2001. Characterization of the genetic diversity of common beans by RAPD markers. *Pesq. Agropec. Bras.* 36: 381-385.

- Freytag, G. F., D. G. Debouck, 2002. Taxonomy, distribution and ecology of the genus *Phaseolus* (Leguminosae-Papilionoideae) in North America, Mexico and Central America. Sida. Botanical Miscellany 23.
- Freyre, R.R., L. Ríos, D. Guzmán, D. Debouck, P. Gepts. 1996. Ecogeographic distribution of *Phaseolus* spp. (*Fabaceae*) in Bolivia. Econ. Bot. 50: 195-215
- Freyre, R., P. Skroch, V. Geffroy, A. Adam-Blondon, A. Shirmohamadali, W. Johnson, V. Llaca, R. Nodari, P. Pereira, S.M. Tsai, J. Tohme, M. Dron, J. Nienhuis, C. Vallejos, P. Gepts. 1998. Towards an integrated linkage map of common bean. Development of a core map and alignments of RFLP maps. Theor. Appl. Genet. 97: 847-856.
- Freytag G.F., D.G. Debouck. 1996. *Phaseolus costaricensis*, a new wild bean species (Phaseolinae, Leguminosae) from Costa Rica and Panama, Central America. Novon 6: 157-163.
- Freytag, G.F., D.G. Debouck. 2002. Taxonomy, distribution and ecology of the genus *Phaseolus* (Leguminosae-Papilionoideae) in North America, Mexico and Central America. Sida. Bot. Misc. 23: 1-300.
- Gaitán-Solís, E., M.C. Duque, K.J. Edwards, J. Tohme. 2002. Microsatellite repeats in common bean (*Phaseolus vulgaris*): Isolation, characterization, and cross-species amplification in *Phaseolus* spp. Crop Sci. 42: 2128-2136.
- Galván, M., M. Aulicino, S. García Medina, P.A. Balatti. 2001. Genetic diversity among northwestern argentinian cultivars of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) as revealed by RAPD markers. Genet. Resour. Crop Evol. 48: 251-260.
- Galván, M.Z., B. Bornet, P.A. Balatti, M. Branchard. 2003. Inter simple sequence repeat (ISSR) markers as a tool for the assessment of both genetic diversity and gene pool origin in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Euphytica 132: 297-301.
- Galván, M.Z., M.C. Menendez-Sevillano, A.M. De Ron, M. Santalla, P.A. Balatti. 2006. Genetic diversity among wild common beans from northwestern Argentina based on morpho-agronomic and RAPD data. Genet. Resour. Crop Evol. 53: 891-900.
- Gao, Y., H.Y. Wang. 2007. Inositol pentakisphosphate mediates Wnt/beta-catenin signaling. J. Biol. Chem. 282: 26490-26502.

- Garzón, L.N., M.W. Blair, G.A. Ligarreto. 2007. Use of molecular marker assisted selection for resistance to anthracnose in common beans. *Agron. Colomb.* 25:207-214.
- Garzón, L.N., G.A. Ligarreto, M.W. Blair. 2008. Molecular Marker-Assisted Backcrossing of Anthracnose Resistance into Andean Climbing Beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Crop Sci.* 48: 562-570.
- Geffroy V., D. Sicard, J.C.F. de Oliveira, M. Sévignac, S. Cohen, P. Gepts. 1999. Identification of an ancestral resistance gene cluster involved in the coevolution process between *Phaseolus vulgaris* and its fungal pathogen *Colletotrichum lindemuthianum*. *Mol. Plant-Microbe Interact.* 12: 774-784.
- Genchev, D., I. Kiryakov. 2005. Color scales for identification characters of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Dobroudja Agricultural Institute, General Toshevo, Bulgaria.
- Gentry, H.S., 1969. Origin of the common bean, *Phaseolus vulgaris*. *Econ. Bot.* 23: 55-69.
- Gepts, P. 1988. Phaseolin as and evolutionary marker. En: Gepts, P. (ed.). *Genetic resources of Phaseolus beans*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherland. pp 215-241.
- Gepts, P., F.A. Bliss. 1986. Phaseolin variability among wild and cultivated common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) from Colombia. *Econ. Bot.* 40(4): 469-478.
- Gepts, P., F.A. Bliss. 1988. Dissemination pathways of common bean (*Phaseolus vulgaris*, *Fabaceae*) deduced from phaseolin electrophoretic variability. II. Europa and Africa. *Econ. Bot.* 42: 86-104.
- Gepts, P., D.G. Debouck. 1991. Origin, domestication and evolution of the common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). pp 7-53. En: Schoonhoven, A. van., O. Voysest (ed.) *Common beans: Research for Crop Improvement*. C.A.B. Int., Wallingford, UK and CIAT, Cali, Colombia.
- Gepts, P., T.C. Osborn, K. Rashka, F.A. Bliss. 1986. Phaseolin-protein variability in wild forms and landraces of the common bean (*Phaseolus vulgaris*): evidence for multiple centers for domestication. *Econ. Bot.* 40(4): 451-468.

- Gepts, P., K. Kmiecik, P. Pereira, F.A. Bliss. 1988. Dissemination pathways of common bean (*Phaseolus vulgaris*, *Fabaceae*) deduced from phaseolin electrophoretic variability. I. The Americas. *Econ. Bot.* 42: 73-85.
- Gil, J., A.M. De Ron, 1992. Variation in *Phaseolus Vulgaris* in the northwest of the Iberian Peninsula. *Plant Breeding* 109: 313-319.
- Gonçalves-Vidigal M.C., J.D. Kelly. 2006. Inheritance of anthracnose resistance in the common bean cultivar Widusa. *Euphytica* 151: 411-419.
- González, A., A. Wong, A. Delgado-Salinas, R. Papa, P. Gepts. 2005. Assessment of inter simple sequence repeat markers to differentiate sympatric wild and domesticated populations of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Crop Sci.* 35: 606-615.
- González A.I., M. Pérez de la Vega, M.L. Ruiz, C. Polanco. 2003. Analysis of the argK-tox gene cluster in nontoxigenic strains of *Pseudomonas syringae* pv. *Phaseolicola*. *Appl. Environ. Microbiol.* 8: 4979-4982.
- González, A.M., A.B. Monteagudo, P.A. Casquero, A.M. De Ron, M. Santalla. 2006. Genetic variation and environmental effects on agronomical and commercial quality traits in the main European market classes of dry bean. *Field Crops Res.* 95: 336-347.
- Guo, J.C., X.W. Hu, S. Yanagihara, E. Yoshinobu. 2000. Isolation and characterization of microsatellites in snap bean. *Acta Bot. Sin.* 42: 1179-1183.
- Guzman, P., R.L. Gilbertson, R. Nodari, W.C. Johnson, S.R. Temple, D. Mandala, A.B.C. Mkandawire, P. Gepts. 1995. Characterization of variability in the fungus *Phaeoisariopsis griseola* suggests coevolution with the common bean (*Phaseolus vulgaris*). *Phytopathol.* 85: 600-607.
- Haley S.D., P.N. Miklas, L. Afanador, J.D. Kelly. 1994. Random amplified polymorphic DNA (RAPD) marker variability between and within gene pools of common bean. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 119: 122-125.
- Hosfield, G.L., M.A. Uebersax, T.G. Isleib. 1984. Seasonal and genotypic effects on yield and physico-chemical seed characteristics related to food quality in dry, edible beans. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 109: 182-189.

- Islam, F.M.A., K.E. Basford, R.J. Redden, C. Jara, S. Beebe. 2002. Patterns of resistance to angular leaf spot, anthracnose and common bacterial blight in common bean germplasm. *Australian J. Expt. Agr.* 42: 481-490.
- Joshi, B.D., K.L. Mehra. 1983. Genetic variability in french beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Prog. Hort.* 15: 109-111.
- Jung G., D. P. Coyne, P. Read. 1992. Interspecific hybridization of *Phaseolus vulgaris* x *Phaseolus Acutifolius*. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 35: 206.
- Kaldy, M.S. 1966. Fiber content of green snap beans as influenced by variety and enviroment. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.* 89: 361-367.
- Kami, J., V.B. Velásquez, D.G. Debouck, P. Gepts. 1995. Identification of presumed ancestral DNA sequences of phaseolin in *Phaseolus vulgaris*. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 92: 1101-1104.
- Kanoun M., M.J.P. Goulas., J.P. Biolley. 2001. Effect of a chronic and moderate ozone pollution on the phenolic pattern of bean leaves (*Phaseolus vulgaris* L. cv Nerina), relations with visible injury and biomass production. *Biochem. System. Ecol.* 29: 443-457.
- Kaplan, L. 1981. What is the origin of the common bean? *Econ. Bot.* 35: 240-254.
- Kaplan, L., L.N. Kaplan. 1988. *Phaseolus* in archaeology. In: Gepts P. (ed.). Genetic resources of *Phaseolus* beans. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands. pp 125-142.
- Kardin M.K., J.V. Groth. 1989. Density dependent fitness interactions in the bean rust fungus. *Phytopathol.* 79: 409-412.
- Kattan, A.A., J.W. Fleming. 1956. Effect of irrigation at specific stages of development on yield, quality growth and composition of snap beans. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.* 68: 329-340.
- Kelly, J.D., L. Afanador, S.D. Haley. 1995. Pyramidiing genes for resistance to bean common. *Euphytica* 82: 207-212.
- Kelly, J.D., P.N. Miklas. 1999. Marker-Assisted selection. pp 93-123. En: Singh, S.P. (ed.) *Common Bean Improvement in The Twenty-First Century*. Kluwer Academic Publishers, Dordecht, The Netherland.

- Kelly, J.D., Melotto, E. Esteban. 2000. Integrando la biotecnología con los métodos clásicos en la mejora de la judía. *Actas Mejora Genet. Vegetal* 1: 13-34.
- Kelly, J.D., P. Gepts, P.N. Miklas, D.P. Coyne. 2003. Tagging and mapping of genes and QTL and molecular marker-assisted bean selection for traits of economic importance in bean and cowpea. *Field Crops Res.* 82: 135-154.
- Kelly, J.D., V.A. Vallejo. 2004. A comprehensive review of the major genes conditioning resistance to anthracnose in common bean. *HortSci.* 39: 1196-1207.
- Khah E.M., I.S. Arvanitoyannis. 2003. Yield, nutrient content and physico-chemical and organoleptic properties in green bean are affected by N:K ratios. *Food, Agr. Environ.* 1: 17-26.
- Khah, E.M., K.A. Akoumianakis, H.C. Passam. 2005. Greenhouse seed production of two dwarf green bean cultivars in relation to the duration of irrigation. *HortSci.* 40: 443-445.
- Khairallah, M.M., M.W. Adams, B.B. Sears. 1990. Mitochondrial DNA polymorphisms of Malawian bean lines: Further evidence for two major gene pools. *Theor. Appl. Genet.* 80: 753-761.
- Khairallah, M.M., B.B. Sears, M.W. Adams. 1992. Mitochondrial restriction fragment length polymorphisms in wild *Phaseolus vulgaris* L. Insights on the domestication of the common bean. *Theor. Appl. Genet.* 84: 915-922.
- Kirk, R.S., R. Sawyer. 1991. Fruit and vegetable products in Pearson's composition and analysis of foods. 9th edition. Longman Scientific and Technical Essex, U.K.
- Koenig, R., P. Gepts. 1989. Allozyme diversity in wild *Phaseolus vulgaris*: further evidence for two major centers of genetic diversity. *Theor. Appl. Genet.* 78: 809-817.
- Koenig, R., S.P. Singh, P. Gepts. 1990. Novel phaseolin types in wild and cultivated common bean (*Phaseolus vulgaris*, *Fabaceae*). *Econ. Bot.* 44: 50-60.
- Kolonel, L.N., J.H. Hankin, A.S. Whittemore, A.H. Wu, R.P. Gallagher, L.R. Wilkens, E.M. John, G.R. Howe, R.S. Paffenbarger Jr. 2000. Vegetables, fruits, legumes and prostate cancer: a multiethnic case-control study. *Cancer Epidemiology, Biomarkers Prevention.* 9: 795-804.

- Kreisler P. 2005. El sector de las frutas y hortalizas frescas en España. Dpto. Frutas y Hortalizas. CCAE (Confederación de Cooperativas Agrarias de España), Madrid.
- Kuboyama, T., Y. Shintaku, G. Takeda. 1991. Hybrid plants of *Phaseolus vulgaris* L. and *Phaseolus lunatus* L. obtained by means of embryo rescue and confirmed by restriction endonuclease analysis of rDNA. *Euphytica* 54: 177-182.
- Lamppa R.S., P.L. Gross, L.E. Del Río. 2002. Races of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* in North Dakota. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 45: 104-105.
- Leggett, G.E., D.T. Westermann, M.J. Lebaron. 1975. A survey of the nutrient status of beans grown in southern Idaho. pp 131-138. En: *Proc. 26th Annu. Regl. Summ. Fert. Conf. NW Plant Food Asso, Salt Lake City, UT. 15-17 July 1975. Northwest Plant Food Assoc., Portland, OR.*
- Leitao L, P. Dizengremel, J.P. Biolley. 2008. Foliar CO₂ fixation in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) submitted to elevated ozone. Distinct changes in Rubisco and PEPc activities in relation to pigment content. *Foliar. Ecotoxicol Environ. Saf.* 69: 531-540.
- Leonard, M.F., L.C. Stephens, W.L. Summers. 1987. Effect of maternal genotype on development of *Phaseolus vulgaris* L. x *P. lunatus* L. interspecific hybrid embryos. *Euphytica* 36: 327-332.
- Liu, D., K. Yu, M. Banik, S.J. Park. 2008. Characterization of the genomic region containing a major QTL conditioning common bacterial blight resistance in common bean. *Annu. Rpt Bean Improv. Coop.* 51: 202-203.
- López R., M.C. Asensio-S-Manzanera, C. Fernández, C. Asensio. 2003. Problems faced in the characterization of the *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* races present in the main growing areas of the central region of Spain. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop* 46: 207-208.

- López, R., C. Asensio, R.L. Gilbertson. 2006. Phenotypic and genetic diversity in strains of common blight bacteria (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* and *X. campestris* pv. *phaseoli* var. *fuscans*) in a secondary center of diversity of the common bean host suggests multiple introduction events. *Phytopathol.* 96: 1204-1213.
- Maciel, F.L., L.T.S. Gerald, S. Echeverrigaray. 2001. Random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers variability among cultivars and landraces of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) of south Brazil. *Euphytica* 120: 257-263.
- Mack H.J., L.L. Boersma, J.W. Wolfe, W.A. Sistrunk, D.D. Evans. 1966. Effect of soil moisture and nitrogen fertilization on Pole beans. *Oreg. Agric. Exp. Stn. Techn. Bull.* 97: 1-10.
- Mack, H.J., G.M. Varseveld. 1982. Response of bush snap beans to irrigation and plant density. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 107: 286-290.
- Mangual, G. 1976. Edad óptima para la recolección de habichuelas tiernas en la zona de Isabela. Universidad de Puerto Rico. *Boletín* 244: 3-12.
- Manning, W.J., W.A. Feder. 1980. *Biomonitoring Air Pollutants with Plants*. Appl. Sci. Publishers.
- MAPA. 2007. Anuario de Estadística Agraria. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. <http://www.mapa.es/es/estadistica/infoestad.html>
- Marin, J. 2007. Vademecum de semillas y hortalizas. Portagrano 2007-2008. IX Edición. Mundi Prensa. Madrid. España.
- Masi, P., P.L. Spagnoletti-Zeuli, P. Donini. 2003. Development and analysis of multiplex microsatellite markers sets in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Mol. Breed.* 11: 303-313.
- Mateo Box, J.M. 1961. *Leguminosas de grano*. Salvat ed. Barcelona, España.
- McClean, P.E., R.K. Lee, P.N. Miklas. 2004. Sequence diversity analysis of dihydroflavonol 4-reductase intron1 in common bean. *Genome* 47: 266-280.
- Mebrahtu, T., W. Mersie, M. Rangappa. 1990. Inheritance of ambient ozone insensitivity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Environ. Pollu.* 67: 79-89.
- Melotto, M., L. Afanador, J.D. Kelly. 1996. Development of a SCAR marker linked to the *I* gene in common bean. *Genome* 39: 1216-1219.

- Melotto, M., J.D. Kelly. 2000. An allelic series at the *Co-1* locus conditioning resistance to antracnose in common bean of Andean origin. *Euphytica* 116: 143-149.
- Melotto M., M.F. Coelho, A. Pedrosa-Harand, J.D. Kelly, L.E.A. Camargo. 2004. The anthracnose resistance locus *Co-4* of common bean is located on chromosome 3 and contains putative disease resistance-related genes. *Theor. Appl. Genet.* 109: 690-699.
- Méndez-Vigo, B., C. Rodríguez, A. Pañeda, R. Giráldez, J.J. Ferreira. 2002. Development of a SCAR marker linked to *Co-9* in common bean. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 45: 116-117.
- Méndez-Vigo B., C. Rodríguez-Suárez, A. Pañeda, J.J. Ferreira, R. Giraldez. 2005. Molecular markers and allelic relationships of anthracnose resistance gene cluster B4 in common bean. *Euphytica* 141: 237-245.
- Métais, I., B. Hamon, R. Jalouzot, D. Peltier. 2002. Structure and level of genetic diversity in various bean types evidenced with microsatellite markers isolated from a genomic enriched library. *Theor. Appl. Genet.* 104: 1346-1352.
- Michelmore, R.W., I. Paran, R.V. Kesseli. 1991. Identification of marker linked to disease resistance genes by bulked segregant analysis: A rapid method to detect markers in specific genomic regions using segregating populations. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 88: 9828-9832.
- Ministerio de Industria, Comercio y Turismo. 2007. <http://www.mityc.es/es-ES/index.htm>
- Miklas, P. 2005. DNA markers (SCARS) linked with disease resistance traits in bean (*Phaseolus vulgaris*). <http://www.css.msu.edu/bic/PDF/SCAR%20Markers.pdf>. Dep. Crop and Soil Sciences, Michigan State Univ., East Lansing.
- Miklas, P.N., J.C. Rosas, J.S. Beaver, L. Telek, G.P. Freytag. 1994. Field performance of select tepary bean germplasm in the tropics. *Crop Sci.* 34: 1639-1644.
- Miklas, P.N., L. Afanador, J.D. Kelly, J.D. 1996. Recombination-facilitated marker-assisted selection for disease resistance in common bean. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 39: 54-55.

- Miklas, P.M., R.C. Larsen, R. Riley, J.D. Kelly. 2000. Potential marker-assisted selection for *bc-1²* resistance to bean common mosaic potyvirus in common bean. *Euphytica* 116: 211-219.
- Miklas, P.N., W.C. Johnson, R. Delorme, P. Gepts. 2001. QTL conditioning physiological resistance and avoidance to white mold in dry bean. *Crop Sci.* 41: 309-315.
- Miklas, P.N., A.N. Hang, J.D. Kelly, C.A. Strausbaugh, R.L. Forster. 2002. Registration of three kidney bean germplasm lines resistant to bean common mosaic and necrosis potyviruses: USLK-2 light red kidney, USDK-4 dark red kidney, and USWK-6 white kidney. *Crop Sci.* 42: 674-675.
- Miklas, P.N., J.D. Kelly, S.P. Singh. 2003. Registration of anthracnose resistant pinto bean germplasm line USPT-ANT-1. *Crop Sci.* 43: 1889-1990.
- Miklas, N.P., J.D. Kelly, S.E. Beebe, M.W. Blair. 2006. Common bean breeding for resistance against biotic and abiotic stresses: From classical to MAS breeding. *Euphytica* 147: 105-131.
- Mkandawire, A.B.C., R.B. Mabagala, P. Guzman, P. Gepts, R.L. Gilbertson. 2004. Genetic diversity and pathogenic variation of common blight bacteria (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* and *X. campestris* pv. *phaseoli* var. *fuscans*) suggests pathogen coevolution with the common bean. *Phytopathol.* 94: 593-603.
- Morales, F.J., L. Bos. 1988. Bean common mosaic virus. En: Descriptions of plant viruses. Common. Mycol. Inst. Appl. Biol., England.
- Moreno-González, J., J.I. Cubero, 1993. Selection strategies and choice of breeding methods. En: M.D. Hayward, N.O. Bosemark y I. Romagosa (ed.). Plant Breeding. Principles and prospects. pp. 281-313. Chapman and Hall, London, UK.
- Mukeshimana, G., L.P. Hart, J.D. Kelly, 2003. Bean common mosaic virus and bean common mosaic necrosis virus, Extension Bulletin E2894, Michigan State Univ., E. Lansing MI.
- Mukeshimana, G., A. Pañeda, C. Rodriguez, J.J. Ferreira, R. Giraldez, J.D. Kelly. 2005. Markers linked to the *bc-3* gene conditioning resistance to bean common mosaic potyviruses in common bean. *Euphytica* 144: 291-299.

- Muramoto H., J. Hesketh, M.E. Sharkawy. 1965. Relationships among rate of leaf area development, photosynthetic rate, and rate of dry matter production among American cultivated cottons and other species. *Crop Sci.* 5: 163-166.
- Murillo J., D. Butcher, R.W. Jackson, G.W. Sundin, A. Vivian, D.L. Arnold. 2003. Methods for the identification of virulence genes in *Pseudomonas syringae*. pp 127-135. En: Sante-Iacobellis N., A. Collmer, S.W. Hutcheson, J.W. Mansfield, C.E. Morris, J. Murillo, N.W. Schaad, D.E. Stead, G. Surico, M.S. Ullrich (ed.). *Pseudomonas syringae* and related pathogens. Biology and Genetic. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Murray, J., J. Larsen, T.E. Michaels, A. Schaafsma, C.E. Vallejos, K.P. Pauls. 2002. Identification of putative genes in bean (*Phaseolus vulgaris*) genomic (Bng) RFLP clones and their conversion to STSs. *Genome* 45: 1013-1024.
- Myers, J.R., J.R. Baggett. 1999. Improvement of snap beans. pp 289-329. En: Singh, S.P. (ed.) *Common bean Improvement in the Twenty-First Century*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Natarajan, S., R. Aramugan. 1979. Studies on variability in french beans (*Phaseolus vulgaris*, L.). *Madras Agric. J.* 66: 89-93.
- Navarrete, R., J.A. Acosta. 2000. Genotipos de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) resistentes a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* de México. *Costa Rica. Agron. Mesoamericana* 11: 17-23. Costa Rica.
- Nodari, R.O., S.M. Tsai, P. Guzmán, R.L. Gilbertson, P. Gepts. 1993. Towards an integrated linkage map of common bean. Mapping genetic factors controlling host-bacteria interactions. *Genet.* 134: 341-350.
- Noguera, F.J., J. Capel, J.I. Alvarez, R. Lozano. 2005. Development and mapping of a codominant SCAR marker linked to the andromonoecious gene of melon. *Theor. Appl. Genet.* 110: 714-720.
- Nüske, J., W. Fritsche. 1989. Phaseolotoxin production by *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*: the influence of temperature. *J. Basic Microbiol.* 29: 441-447.

- Oguiza J.A., A. Rico, L. Sutra, A. Vivian, J. Murillo. 2003. Molecular characterisation of Spanish *pseudomonas syringae* pv. *Phaseolicola* isolates. pp 697-703. En: Sante-Iacobellis N., A. Collmer, S.W. Hutcheson, J.W. Mansfield, C.E. Morris, J. Murillo, N.W. Schaad, D.E. Stead, G. Surico, M.S. Ullrich (ed.). *Pseudomonas syringae* and related pathogens. Biology and Genetic. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Papa, R., P. Gepts. 2003. Asymmetry of gene flow and differential geographical structure of molecular diversity in wild and domesticated common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) from Mesoamerica. *Theor. Appl. Genet.* 106: 239-250.
- Paran, I., R.W. Kesseli, R. Michelmore. 1991. Identification of restriction fragment length polymorphism and random amplified polymorphic DNA markers to downy mildew resistance genes in lettuce with near isogenic lines. *Genome* 35: 1021-1027.
- Pérez Vega, E., J.J. Ferreira. 2008. Sinara: Una nueva variedad de Faba resistente a virosis. *Tecnología agroalimentaria: Boletín informativo del SERIDA*, N°5, pp 16-19.
- Park, S.O., D.P. Coyne, J.R. Steadman. 1999. Molecular markers linked to the Ur-7 gene. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 42: 31-32.
- Park, S.O., D.P. Coyne, J.R. Steadman, P.W. Skroch. 2003. Mapping of the Ur-7 gene for specific resistance to rust in common bean. *Crop Sci.* 43: 1470-1476.
- Park, S.O., D.P. Coyne, J.R. Steadman, K.M. Crosby, M.A. Brick. 2004. RAPD and SCAR markers linked to the Ur-6 Andean gene controlling specific rust resistance in common bean. *Crop Sci.* 44: 1799-1807.
- Pastor-Corrales, M.A. 1991. Estandarización de variedades diferenciales y designación de razas de *Colletotrichum lindemuthianum*. *Phytopathol.* 81: 694.
- Pastor-Corrales, M.A., C.E. Jara. 1995. La evolución de *Phaeoisariopsis griseola* con el frijol común en América Latina. *Fitopatología Colombiana* 19: 15-24.
- Perchepped L, T. Kroj, M. Tronchet, O. Loudet, D. 2006. Roby. Natural variation in partial resistance to *Pseudomonas syringae* is controlled by two major QTLs in *Arabidopsis thaliana*. *PloS ONE* 1: 123.

- Perry, G.E., Y. Reimprecht, J. Chan, K.P.P. Pauls. 2008. Towards the identification of common bacterial blight resistance genes in *Phaseolus vulgaris*. Annu. Rpt Bean Improv. Coop. 51: 34-35.
- Posa-Macalincag, M.C.T., G.L. Hosfield, K.F. Grafton, M.A. Uebersax, J.D. Kelly. 2002. Quantitative trait loci (QTL) analysis of canning quality traits in kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.). J. Am. Soc. Hortic. Sci. 127: 608-615.
- Puerta Romero, J. 1961. Variedades de judía cultivadas en España. Nueva clasificación de la especie *Phaseolus vulgaris* L. Monografías INIA 11, Madrid, España.
- Quevedo, E. 1998. Evaluación fisiológica y de la producción en tres genotipos de frijol arbustivo indeterminado en la Sabana de Bogotá. Tesis de maestría. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- Quintana, J.M., H.C. Harrison, J. Nienhuis, J.P. Palta, M.A. Grusak. 1996. Variation in calcium concentration among sixty S1 families and four cultivars of snap bean (*Phaseolus vulgaris* L.). J. Amer. Soc. Hortic. Sci. 121: 789-793.
- Ragagnin, V.A., A.L. Alzate-Marin, T.L.P.O Souza, K.M. Arruda, M.A. Moreira, E.G. Barros. 2003. Avaliação da resistência de isolinhas de feijoeiro a diferentes patótipos de *Colletotrichum lindemuthianum*, *Uromyces appendiculatus* e *Phaeoisariopsis griseola*. Fitopatologia Brasileira. 28: 591-596.
- Rainey, K.M., P.D. Griffiths. 2005. Inheritance of heat tolerance during reproductive development in snap bean (*Phaseolus vulgaris*). J. Amer. Soc. Hort. Sci. 130: 700-706.
- Ramírez, D., M. Dessert. 1984. Evaluación del potencial genético en habichuela. Acta Agron. 34: 14-20.
- Reglamento (CE) nº 912/2001 de la comisión del 10 de mayo de 2001 por el que se establecen las normas de comercialización de las judías (DO L 129 de 11.5.2001, p. 4). Modificado por Reglamento (CE) nº 46/2003 y nº 907/2004. Rectificado por: Rectificación, DO L 187 de 26.5.2004, p. 8 (907/2004).
- Ribaut, J.M., D. Hoisington. 1998. Marker-assisted selection: new tools and strategies. Trends Plant Sci. 3(6): 236-239.

- Rico A., López R., Asensio C., Aizpún M., Asensio S., Manzanera M.C., J. Murillo. 2003. Nontoxigenic strains of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* are a main cause of halo blight of beans in Spain and escape current detection methods. *Phytopathol.* 93: 1553-1559.
- Río L.E. Del, R.S. Lamppa, P.L. Gross. 2002. First report of dry bean anthracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*) race 73 in North Dakota. *Plant Dis.* 86:562.
- Rivas, L.A., J. Mansfield, G. Tsiamis, R.W. Jackson, J. Murillo. 2005. Changes in race-specific virulence in *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* are associated with a chimeric transposable element and rare deletion events in a plasmid-borne pathogenicity island. *Appl. Environ. Microb.* 71: 3778- 3785.
- Rodiño, A.P. 2001. Caracterización morfoagronómica y bioquímica de germoplasma de judía común (*Phaseolus vulgaris* L.) de España. Tesis doctoral.
- Rodiño, A.P., M. Santalla, I. Montero, P.A. Casquero, A.M. De Ron. 2001. Diversity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) germplasm from Portugal. *Genet. Resources Crop Evol.* 48: 409-417.
- Rodríguez-Suárez, C., B. Méndez-Vigo, A. Pañeda, J.J. Ferreira, R. Giráldez. 2007. A genetic linkage map of *Phaseolus vulgaris* L. and localization of genes for specific resistance to six races of anthracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*). *Theor. Appl. Genet.* 114: 713-722.
- Romagosa, I., P.N. Fox, 1993. Genotype x environment interaction and adaptation. 1993. En: M.D. Hayward, N.O. Bosermark, I. Romagosa (ed.). *Plant Breeding. Principles and prospects.* pp. 373-390. Chapman and Hall, London, UK.
- Rosales-Serna, R., S. Hernandez-Delgado, M. Gonzalez-Paz, J.A. Acosta-Gallegos, N. Mayek-Perez. 2005. Genetic relationships and diversity revealed by AFLP markers in Mexican common bean bred cultivars. *Crop Sci.* 45: 1951-1957.
- Ross, E., J.E. Brakke, J.F. Moore. 1956. The objective evaluation of some green bean varieties used for processing in the northwest. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.* 68: 398-411.
- Saettler, A.W. 1989. Common bacterial blight. pp 261-283. En: Centro Internacional de Agricultura Tropical (ed.). *Bean production problems in the tropics.* CIAT 2nd ed., Cali, Colombia.

- Saindon G., G.B. Schaalje. 1993. Evaluation of locations for testing dry bean cultivars in western Canada using statistical procedures, biological interpretation and multiple traits. *Can. J. Plant Sci.* 73: 985-994.
- Sáiz, M., C. de Blas, G. Carazo, J. Fresno, J. Romero, S. Castro. 1995. Incidence and characterisation of bean common mosaic virus isolates in Spain bean fields. *Plant Dis.* 79: 79-81.
- Salinas-Ramírez, N., J.A. Escalante-Estrada, M.T. Rodríguez-González. 2008. Yield and analysis of growth in climbing snap bean (*Phaseolus vulgaris* L.) based on the sowing date. *Annu. Rpt Bean Improv. Coop.* 51: 126-127.
- Sánchez-Mata, M.C., M. Cámara, C. Díez-Marqués. 2003. Extending shelf-life and nutritive value of green beans (*Phaseolus vulgaris* L.), by controlled atmosphere storage: micronutrients. *Food Chem.* 80: 317-322.
- Sandlin, C.M., J.R. Steadman, C.M. Araya. 1999. Isolates of *Uromyces appendiculatus* with specific virulence to landraces of *Phaseolus vulgaris* of Andean origin. *Plant Dis.* 83: 108-113.
- Sánchez Monge E. 1974. Fitogenética. Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Madrid.
- Santalla, M., A.P. Rodiño, A.M. De Ron. 2002. Allozyme evidence supporting Southwestern Europe as a secondary center of genetic diversity for the common bean. *Theor. Appl. Genet.* 104: 934-944.
- SAS. 2007. The SAS System. SAS online Doc. HTML Format. Versión eight. Institute Inc.; Cary, North Carolina, USA.
- Schafer J.F., A.P. Roelfs. 1985. Estimated relation between numbers of urediniospores of *Puccinia graminis* f. sp. *tritici* and rates of occurrence of virulence. *Phytopathol* 75: 749-750.
- Schoonhoven, A. van, M.A. Pastor-Corrales. 1987. Sistema estándar de evaluación de germoplasma de frijol. CIAT, Cali, Colombia.
- Schoonhoven, A. van, O. Voysest. 1991. Common beans: Research for Crop Improvement. C.A.B. Int., Wallingford, UK y CIAT, Cali, Colombia.
- Schuster, M.L., D.P. Coyne. 1981. Biology, epidemiology, genetics and breeding for resistance to bacterial pathogens of *Phaseolus vulgaris* L. *Hortic. Rev.* 3: 28-58.

- Schuster, M.L., D.P. Coyne, T. Behre, G. Leyna. 1983. Sources of *Phaseolus* species resistance and leaf and pod differential reactions to common blight. HortSci. 18: 901-903.
- Schwartz, H.F. 1989. Halo blight. pp 285-301. En: Centro Internacional de Agricultura Tropical (ed.). Bean production problems in the tropics. CIAT 2nd ed., Cali, Colombia.
- Silbernagel, M.J. 1986. Snap Bean Breeding. pp 243-282. En: Bassett M. (ed.) Breeding Vegetable Crops. Avi, Westport, USA.
- Silbernagel, M.J., S.R. Drake, 1978. Seed index, an estimate of snap bean quality. J. Am. Soc. Hort. Sci. 103: 257-260.
- Silbernagel, M.J., W. Janssen, J.H.C. Davis, G. Montes de Oca. 1991. Snap bean production in the tropics: Implications for genetic improvement. En: Schoonhoven A. Van, O. Voysest (ed.). Common Beans: Research for Crop Improvement. C.A.B. International, CIAT, Cali, Colombia. pp 835-862.
- Silva, M.P., A.T. Amaral Júnior, R. Rodriguez, M.G. Pereira, A.P. Viana. 2004. Genetic Control on Morphoagronomic Traits in Snap Bean. Braz. Archives Biol. Technol. 47: 855-862.
- Singh, S.P. 1992. Common bean improvement in the tropics. Plant Breed. Rev. 10: 199-269.
- Singh, S.P. 1997. la diversidad genética y mejora genética integrada de la judía o frijol. En A. M. De Ron (Coord.) Situación actual y perspectivas del cultivo de la judía, 5-19. Universidad de Santiago de Compostela.
- Singh, S.P. 1999. Production and utilization. pp 1-24, En: Singh S.P. (ed.). Common Bean Improvement in the Twenty-First Century. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Singh, S.P., C.G. Muñoz. 1999. Resistance to common bacterial blight among *Phaseolus* species and common bean improvement. Crop Sci. 39: 80-89.
- Singh, S.P., R. Lepiz, J.A. Gutierrez, C. Urrea, A. Molina, H. Terán. 1990. Yield testing of early generation populations of common bean. Crop. Sci. 30: 874-878.
- Singh, S.P., P. Gepts, D.G. Debouck. 1991a. Races of common bean (*Phaseolus vulgaris*, Fabaceae). Econ. Bot. 45: 379-396.

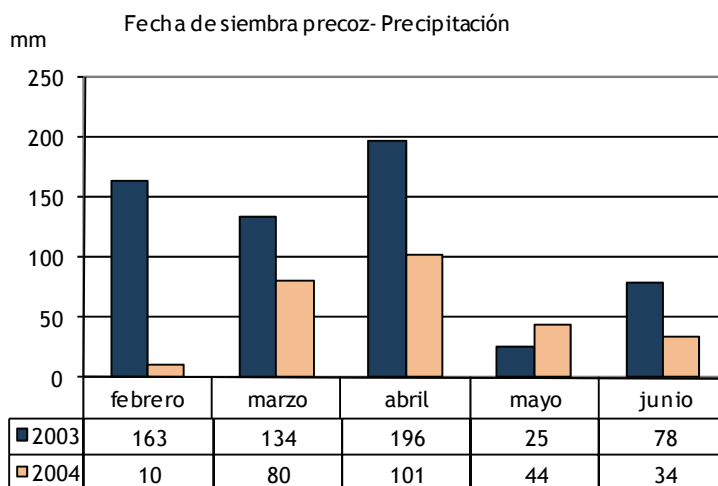
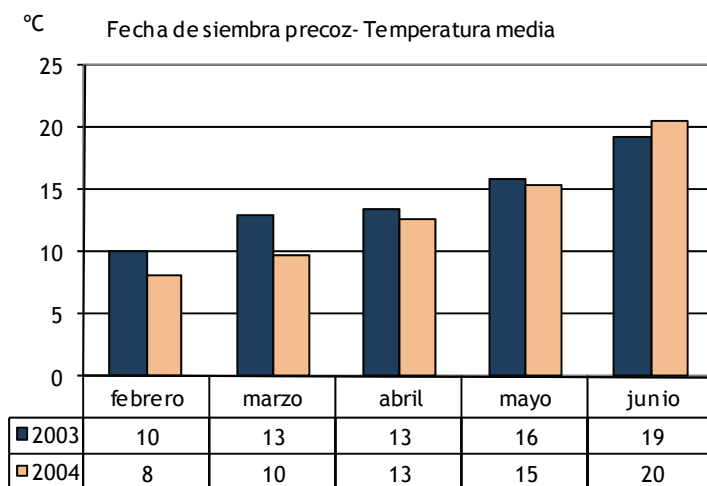
- Singh, S.P., R. Nodari, P. Gepts. 1991b. Genetic diversity in cultivated common bean: I. Allozymes. *Crop Sci.* 31: 19-23.
- Singh, S.P., W.M. Roca, D.G. Debouck. 1997. Ampliación de la base genética de los cultivares de frijol: hibridación interespecífica en especies de *Phaseolus*. pp 9-19. En: Singh, S.P., O. Voysest (ed.) Taller de mejoramiento de frijol para el siglo XXI. Bases para una estrategia para América Latina, Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali.
- Singh, S.P., F.J. Morales, P.N. Miklas, S.H. Terán. 2000. Selection for bean golden mosaic resistance in intra- and interracial bean populations. *Crop Sci.* 40: 1565-1572.
- Skroch, P.W., J. Nienhuis. 1995. Qualitative and quantitative characterization of RAPD variation among snap bean (*Phaseolus vulgaris*) genotypes. *Theor. Appl. Genet.* 91: 1078-1085.
- Skroch, P.W., J. Tivang, J. Nienhuis. 1992. Analysis of genetic relationships using RAPD marker data. pp 26-30. En: Applications of RAPD Technology to Plant Breeding. *Crop Sci. Soc. Amer.*, Madison, Wisconsin.
- Smartt, J. 1970. Interspecific hybridization between cultivated American species of the genus *Phaseolus*. *Euphytica* 19: 480-489.
- Smart, J. 1973. The possible status of *Phaseolus coccineus* L. ssp. *Darwinianus* Hdz. X. et Miranda C. as a distinct species and collagen of the genus *Phaseolus*. *Euphytica* 22: 424-426.
- Smart, J. 1979. Interspecific hybridization in the grain legumes. A review. *Econ. Bot.* 33: 329-337.
- Smartt J. 1984. Gene pools in grain legumes. *Econ. Bot.* 38: 24-35.
- Stavely, J.R., M. Pastor-Corrales. 1989. Rust. pp 159-194. En: Centro Internacional de Agricultura Tropical (ed.). Bean production problems in the tropics. CIAT 2nd ed., Cali, Colombia.
- Steel, R.G.D., J.H. Torrie, D.A. Dickey. 1997. Principles and procedures of Statistics. A Biometrical approach. Third edition, Mc Graw Hill, New York, USA.
- Strasburger. 1994. Tratado de botánica. 8ª Edición Española. Ed. Omega, Barcelona, España.

- Strausbaugh, C.A., J.R. Myers, R.L. Forster, P.E. McClean. 1999. *bc-1* and *bc-u*- Two loci controlling bean common mosaic virus resistance in common bean are linked. J. Am. Soc. Hortic. Sci. 124: 644-648.
- Strausbaugh, C.A., P.N. Miklas, S.P. Singh, J.R. Myers, R.L. Forster. 2003. Genetic characterization of differential reactions among host group 3 common bean cultivars to NL-3 K strain of bean common mosaic necrosis virus. Phytopathol. 93: 683-690.
- Suzuki K., H.Takeda, T. Tsukaguchi, Y. Egawa. 2001. Ultrastructural study on degeneration of tapetum in anther of snap bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under heat stress. Sex Plant Reprod. 13 (6): 293-299.
- Takeoka, G.R., L.T. Dao, G.H. Full, R.Y. Wong, L.A. Harden, R.H. Edwards, S. Berrios. 1997. Characterization of black bean (*Phaseolus vulgaris* L.) anthocyanins. J. Agric. Food Chem. 45: 3395-3400.
- Tanksley, S.D. 1983. Molecular markers in plant breeding. Plant Mol. Biol. Rpt. 1: 3-8.
- Taylor, J.D., D.M. Teverson. 1986. Halo-blight of *Phaseolus* bean. In National Vegetable Research Station. Annual Report. Wellesbourne, England. pp 67-68.
- Taylor J.D., D.M. Teverson, D.J. Allen, M.A. Pastor-Corrales. 1996a. Identification and origin of races of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* from Africa and other bean growing areas. Plant Pathol. 45: 469-478.
- Taylor J.D., D.M. Teverson, J.H.C. Davis. 1996b. Sources of resistance to *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* races in *Phaseolus vulgaris*. Plant Pathol. 45: 479-485.
- Tofiño, A. 2004. Estudio de la variabilidad genética de la habichuela *Phaseolus vulgaris* L. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Colombia. Palmira.
- Tohme, J., D. Orlando-Gonzalez, S. Beebe, M.C. Duque. 1996. AFLP analysis of gene pools of a wild bean core collection. Crop Sci. 36: 1375-1384.
- Tsuda, T., K. Ohshima, S. Kawakishi, T. Osawa. 1994. Antioxidative pigments isolated from the seeds of *Phaseolus vulgaris* L. J. Agric. Food Chem. 42: 248-251.

- Vadez, V., L. Krishnamurthy, R. Serraj, P.M. Gaur, H.D. Upadhyaya, D.A. Hoisington, R.K. Varshney, K.H.M. Siddique. 2007. Large variation in salinity tolerance in chickpea is explained by differences in sensitivity at the reproductive stage. *Field Crops Res.* 104: 123-129.
- Vallejo, V., J.D. Kelly. 2001. Development of a SCAR marker linked to *Co-5* locus in common bean. *Annu. Rpt. Bean Improv. Coop.* 44: 121-122.
- Vallejos, C.E., G. Astua-Monge, V. Jones, T.R. Plyler, N.S. Sakiyama, S.A. Mackenzie. 2006. Genetic and Molecular Characterization of the *I* Locus of *Phaseolus vulgaris*. *Genet.* 172: 1229-1242.
- Vandemark, G.J., N. Miklas. 2005. Genotyping common bean for the potyvirus resistance alleles *I* and *bc-1²* with a multiplex real-time polymerase chain reaction assay. *Phytopathol.* 95 (5): 499-505.
- Vieira, R.D., S.R.M. Bittencourt, M. Panobianco. 2003. Seed vigour an important component of seed quality in Brazil. *ISTA News Bulletin* 126: 21-22.
- Voysest, O. 1983. Variedades de frijol en América Latina y su origen. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali, Colombia.
- Voysest, O. 2000. Mejoramiento genético del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.): legado de variedades de América Latina 1930-1999. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia.
- Vucenik, I., A. M. Shamsuddin. 2006. Protection against cancer by dietary IP6 and inositol. *Nutrition and Cancer* 55: 109-125.
- Wallace, D.H., G.A. Enriquez. 1980. Day length and temperature effects on flowering time of photoperiod sensitive and insensitive bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 105: 583-591.
- Yaish M., Sosa D., Vences F., Vaquero F. 2006. Genetic mapping of quantitative resistance to race 5 of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* in common bean. *Euphytica* 152 (3): 397-404.
- Yan, X.L., H. Liao, S.E. Beebe, M.W. Blair, J.P. Lynch. 2004. QTL mapping of root hair and acid exudation traits and their relationship to phosphorus uptake in common bean. *Plant Soil.* 265: 17-29.

- Yoshii, K., G.E. Gálvez, G. Alvarez. 1978. Screening bean germplasm for tolerance to Common Blight caused by *Xanthomonas phaseoli* and the importance of pathogenic variation to varietal improvement. Plant Dis. Rpt. 62:343-347.
- Young, R.A., J.D. Kelly. 1997. RAPD markers linked to three major anthracnose resistance genes in common bean. Crop Sci. 37: 940-946.
- Young R., M. Melotto, R.O. Nodari, J.D. Kelly . 1998. Marker-assisted dissection of the oligogenic anthracnose resistance in the common bean cultivar G2333. Theor. Appl. Genet. 96: 87-94.
- Yu, Z.H., R.E. Stall, C.E. Vallejos. 1998. Detection of genes for resistance to common bacterial blight of beans. Crop Sci. 38: 1290-1296.
- Yu, K.F., S.J. Park, V. Poysa. 1999. Abundance and variation of microsatellite DNA sequences in beans (*Phaseolus* and *Vigna*). Genome 42: 27-34.
- Zamora, A., R. Araya. 1988. Épocas de siembra de vainica (*Phaseolus vulgaris*) asociada a cafeto en formación en Santo Domingo de Heredia. Agron. Cost. 13: 99-103.
- Zaumeyer, W.J. 1972. Dry beans and snap beans. pp 234-244. En: Genetic vulnerability of major crops. Nat. Acad. of Sci., Washington, DC.
- Zeven, A.C. 1997. The introduction of the common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) into western Europe and the phenotypic variation of dry beans collected in the Netherlands in 1946. Euphytica 94: 39-328.

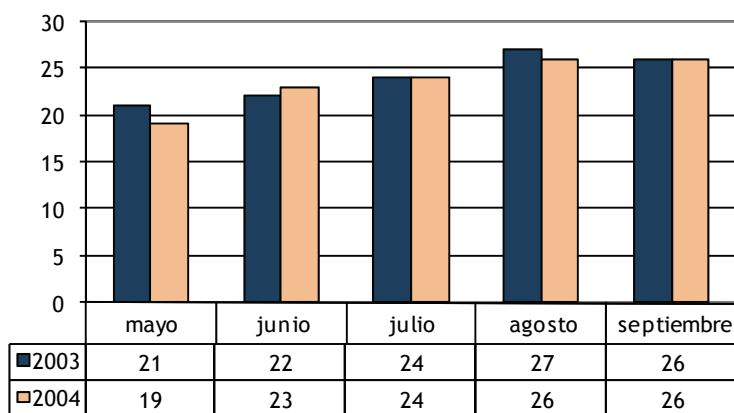
Anexo 1. Temperatura mensual y pluviometría de Salcedo en cada fecha de siembra en 2003 y 2004



Anexo 1. Continuación

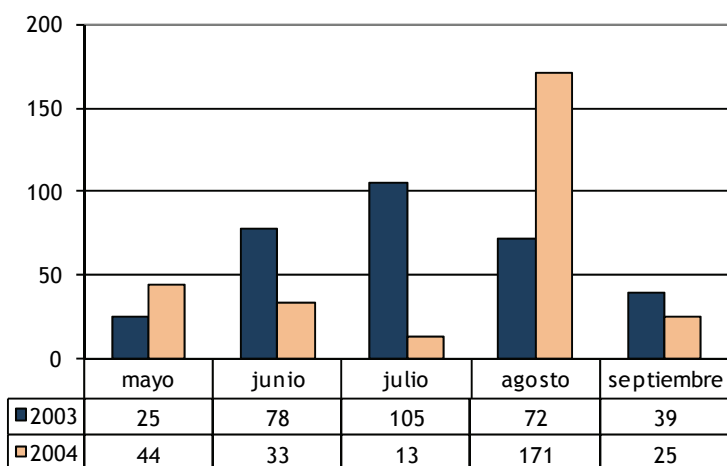
Fecha de siembra normal-Temperatura media

°C

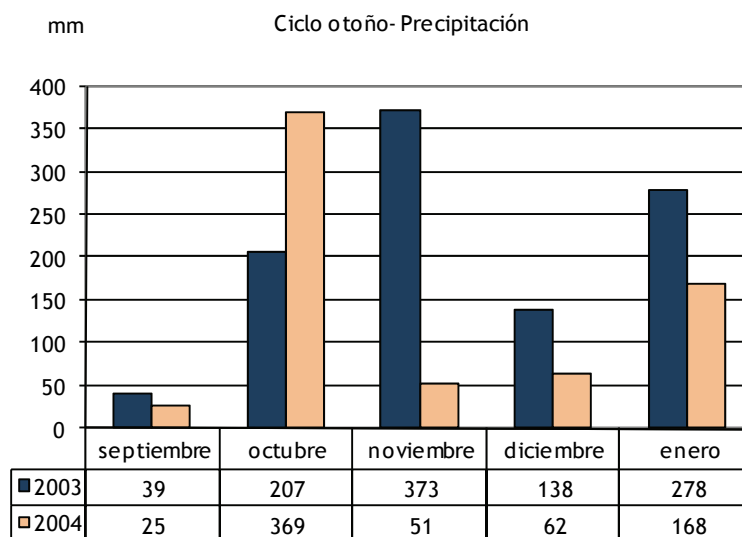
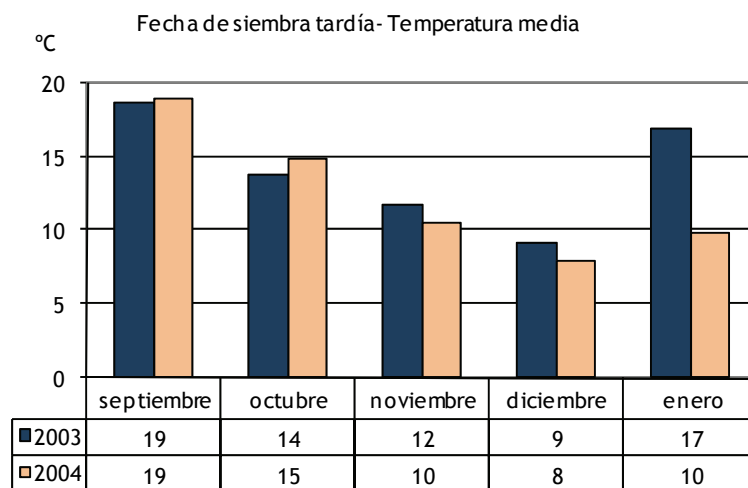


Fecha de siembra normal-Precipitación

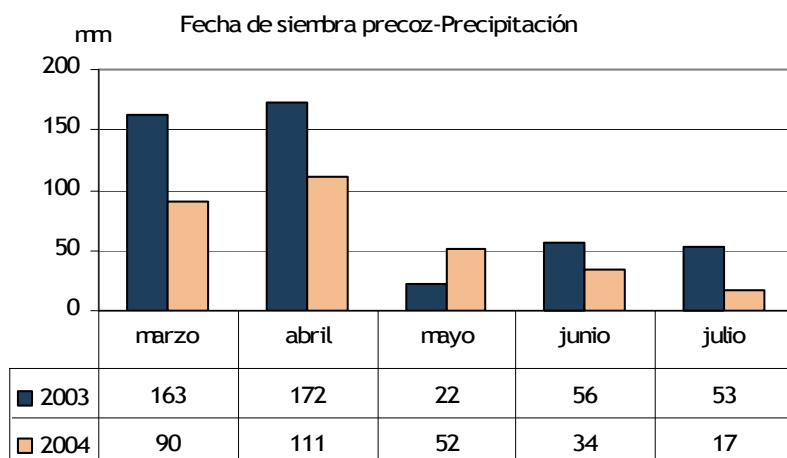
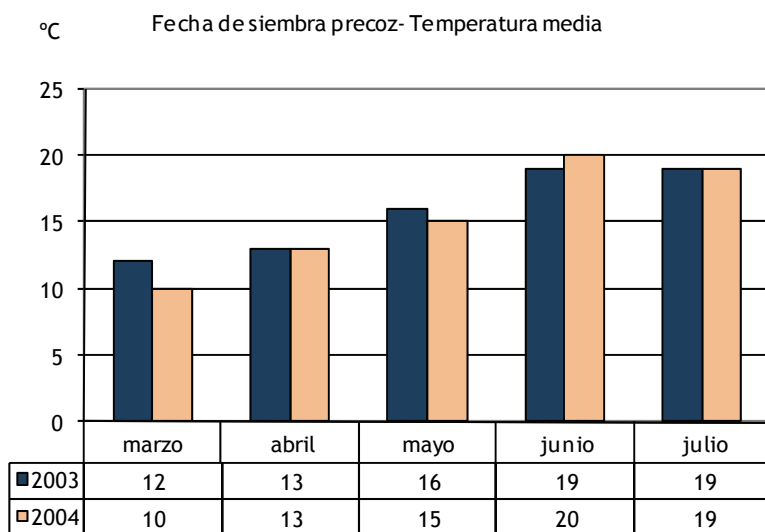
mm



Anexo 1. Continuación

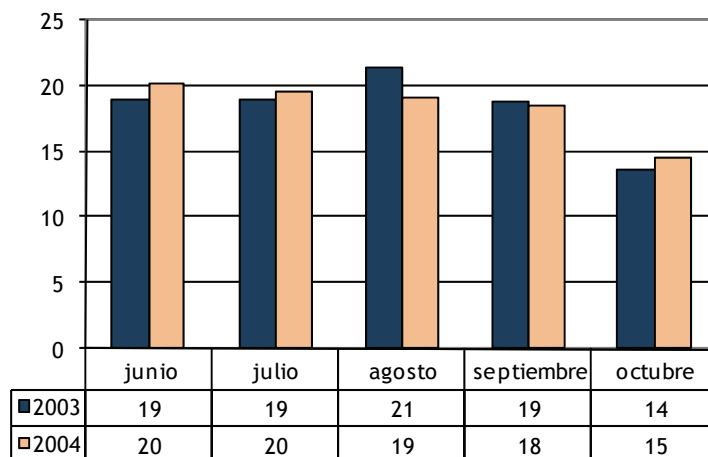


Anexo 2. Temperatura mensual y pluviometría de Tomiño en cada fecha de siembra en 2003 y 2004

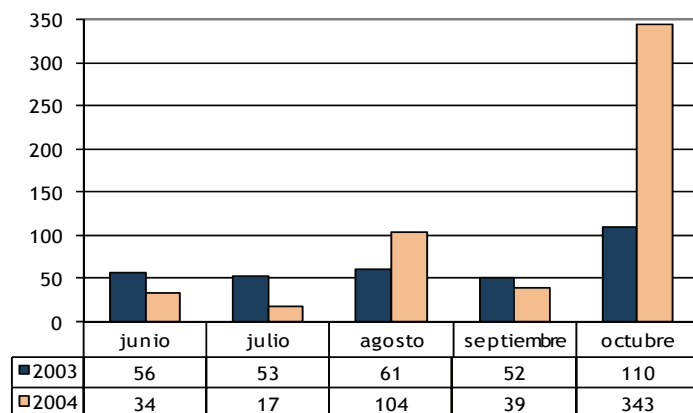


Anexo 2. Continuación

°C Fecha de siembra normal- Temperatura media



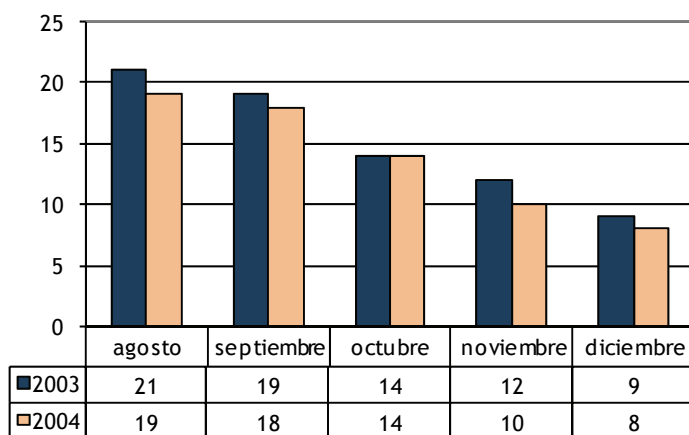
mm Fecha de siembra normal- Precipitación



Anexo 2. Continuación

°C

Fecha de siembra tardía-Temperatura media



mm

Fecha de siembra tardía-Precipitación

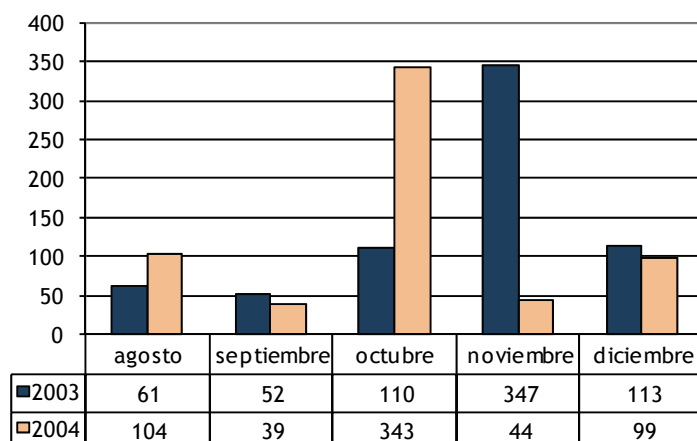


Tabla 1.1. Reacción a los cultivos diferenciales según la raza de <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>	25
Tabla 2.1. Procedencia geográfica de las variedades locales y líneas puras de judía de vaina amarilla plana	35
Tabla 2.2. Variedades comerciales de judía de vaina amarilla plana utilizadas en este trabajo	36
Tabla 2.3. Origen de los testigos empleados en la evaluación de resistencia a enfermedades	36
Tabla 3.1. Temperatura media y precipitación correspondiente al periodo de establecimiento en el campo en las diferentes fechas de siembra en la localidad de Pontevedra durante 2003 y 2004	38
Tabla 3.2. Temperatura media y precipitación correspondiente al periodo de establecimiento en el campo en las diferentes fechas de siembra en la localidad de Tomiño durante 2003 y 2004	38
Tabla 3.3. Dosis de fertilizantes administrados	39
Tabla 3.4. Fechas de siembra de los ensayos experimentales llevados a cabo en las dos localidades de Salcedo y Tomiño durante los años 2003 y 2004	40
Tabla 3.5. Cepas de <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> utilizadas	51
Tabla 3.6. SCARs empleados para confirmar los genes de resistencia a antracnosis	58
Tabla 3.7. SCARs empleados para confirmar los genes de resistencia a BCMV/BCMN	59
Tabla 3.8. Modelo del análisis de varianza combinado en fechas de siembra y ambientes	62
Tabla 4.1. Análisis de varianza combinado de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana en tres fechas de siembra y cuatro ambientes, y coeficiente de variación, en los caracteres agronómicos estudiados	67

Tabla 4.2. Análisis de varianza combinado de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana en tres fechas de siembra y cuatro ambientes, y coeficiente de variación, en los caracteres de calidad de vaina estudiados	69
Tabla 4.3. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por ambiente en los caracteres agronómicos estudiados	75
Tabla 4.4. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por fecha de siembra en los caracteres de calidad de vaina estudiados	77
Tabla 4.5. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por fecha de siembra en los caracteres agronómicos estudiados	84
Tabla 4.6. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por fecha de siembra en los caracteres de calidad de vaina estudiados	87
Tabla 4.7. Medias de las variedades de judía de vaina amarilla y forma plana por ambiente y fecha de siembra en los caracteres agronómicos estudiados	92
Tabla 4.8. Medias de las variedades estudiadas en los caracteres de calidad de vaina estudiados por ambientes y fechas de siembra	98
Tabla 4.9. Medias de los ambientes en los caracteres agronómicos estudiados	105
Tabla 4.10. Medias de los ambientes en los caracteres de calidad de vaina estudiados	105
Tabla 4.11. Medias de las fechas de siembra en los caracteres agronómicos y de calidad de vaina estudiados	107
Tabla 4.12. Medias de las fechas de siembra en los distintos ambientes evaluados en los caracteres agronómicos estudiados	111
Tabla 4.13. Medias de las fechas de siembra en los distintos ambientes evaluados en los caracteres de calidad de vaina estudiados	112

Tabla 4.14. Autovalores, proporción de la variación descrita, y auto vectores de los caracteres analizados en los tres primeros componentes principales	119
Tabla 4.15. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a las razas Andinas de antracnosis en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas	130
Tabla 4.16. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a las razas Mesoamericanas de antracnosis en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas	131
Tabla 4.17. Reacción de las variedades locales, líneas y variedades comerciales evaluadas a las razas Andinas de antracnosis	132
Tabla 4.18. Reacción de las variedades locales, líneas y variedades comerciales evaluadas a las razas Mesoamericanas de antracnosis	133
Tabla 4.19. Segregación de los marcadores SAB3 (CO-5), SAS13 (CO-4), SBB14 (CO-4 ²), y SB12 (CO-9) en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas	134
Tabla 4.20. Reacción al virus del mosaico común y necrótico (BCMV/BCMVN) en las variedades de judía de vaina amarilla estudiadas	144
Tabla 4.21. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> en hoja de las variedades estudiadas	149
Tabla 4.22. Reacción a nueve razas de <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> en hoja de las variedades de judía de vaina amarilla	151
Tabla 4.23. Media (M), mínimo (Min) y máximo (Max) de la reacción a <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> en vaina de las variedades estudiadas	152
Tabla 4.24. Reacción a nueve razas de <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> en hoja de las variedades de judía de vaina amarilla	155

Tabla 4.25. Reacción a *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (aislados 260, 241, 326 y 410) de las variedades de judía de vaina amarilla 157

Tabla 4.26. Resistencia a BCMV/BCMNV, bacteriosis de halo y antracnosis de las poblaciones base, líneas puras y testigos de judía de vaina amarilla 162

Tabla 4.27. Medias, máximo y mínimo de los caracteres agronómicos de los individuos seleccionados, y medias de las poblaciones base de judía 163

Figura 1.1. Clases comerciales de judía verde en función del color de su vaina	7
Figura 1.2. Tipos de judía según la forma de la vaina	8
Figura 1.3. Producción de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004	13
Figura 1.4. Rendimiento en cultivo protegido de judía verde de las principales zonas hortícolas de España en 2004	14
Figura 1.5. Rendimiento al aire libre de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004	14
Figura 1.6. Evolución de la superficie de siembra, producción y rendimiento de judía verde en España hasta el año 2006	15
Figura 1.7. Superficie de cultivo al aire libre y protegido de judía verde en las principales zonas hortícolas de España en 2004	16
Figura 1.8. Síntomas producidos por el virus del mosaico común	19
Figura 1.9. Síntomas de antracnosis en hojas y vainas	23
Figura 1.10. Síntomas de bacteriosis de halo en vaina y hoja	25
Figura 1.11. Síntomas de bacteriosis común en hoja	26
Figura 1.12. Síntomas de plagas (araña roja y mosca blanca) que afectan al cultivo de la judía	27
Figura 2.1. Situación de las fincas experimentales de Salcedo y Tomiño	33
Figura 3.1. Mapa de clima y de mapa de precipitación	37
Figura 3.2. Dimensiones de la vaina inmadura	44
Figura 3.3. Dimensiones de la anchura y grosor de la vaina inmadura	45
Figura 3.4. Descripción del color de las alas y del estandarte de la flor	46
Figura 3.5. Forma distal y longitud del pico de la vaina	48

Figura 3.6. Crecimiento del hongo en placa de Petri	49
Figura 3.7. Escala de daños en la evaluación de antracnosis	50
Figura 3.8. Preparación del inóculo de <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>	51
Figura 3.9. Inoculación de las plantas con <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>	52
Figura 3.10. Inoculación de las vainas con <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>	52
Figura 3.11. Escala de daños en hoja de bacteriosis de halo: A = resistente (valores de 1-2), B = intermedia (valor de 3), y C = susceptible (valor de 4-5)	53
Figura 3.12. Escala de daños en vainas de bacteriosis de halo	53
Figura 3.13. Escala de daños en la inoculación con bacteriosis común	55
Figura 3.13. Esquema de selección individual	63
Figura 4.1. Tendencia estacional de la producción de judía en función de la fecha de siembra estudiada	108
Figura 4.2. Tendencia estacional de la producción de judía en función de los ambientes y fechas de siembra evaluados	110
Figura 4.3. Distribución del color del tallo y de la flor en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	113
Figura 4.4. Distribución de la intensidad del color de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	114
Figura 4.5. Distribución del color secundario de la vaina y densidad del color en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	115
Figura 4.6. Distribución de la forma de la curvatura y distal de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	116

Figura 4.7. Distribución de la longitud y curvatura del pico en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	116
Figura 4.8. Distribución de la textura de la superficie de la vaina en las variedades de judía de vaina amarilla y plana estudiadas	117
Figura 4.9. Representación de las variables de las variedades según el enfrentamiento del primer componente principal (PC1) con el segundo componente principal (PC2)	120
Figura 4.10. Representación de las variedades locales, líneas puras y testigos comerciales de judía de vaina amarilla plana según el enfrentamiento del primer componente principal (PC1) con el segundo componente principal (PC2)	121
Figura 4.11. Representación de las variables de las variedades según el enfrentamiento del segundo componente principal (PC2) con el tercer componente principal (PC3)	122
Figura 4.12. Representación de las variedades locales, líneas puras y testigos comerciales de judía de vaina amarilla plana según el enfrentamiento del segundo componente principal (PC2) con el tercer componente principal (PC3)	123
Figura 4.13A. Representación de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAS13	135
Figura 4.13B. Representación de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SBB14	135
Figura 4.14A. Representación de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAB3	136
Figura 4.14B. Representación de la amplificación de 16 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAB12	136
Figura 4.15. Representación de la amplificación de 14 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SAS13	137

Figura 4.16A. Representación de la amplificación de 19 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SW13	142
Figura 4.16B. Representación de la amplificación de 19 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR ROC11	142
Figura 4.17. Representación de la amplificación de 19 genotipos de vaina amarilla usando los cebadores del SCAR SBD5	143
Figura 4.18. Variedades de judía de vaina amarilla con las mejores características de rendimiento, calidad de vaina y resistencia a enfermedades	161